

UNIVERSIDAD COMPLUTENSE DE MADRID

FACULTAD DE FARMACIA

Departamento de Fisiología vegetal



TESIS DOCTORAL

**Contribución al estudio fisiológico de las deficiencias del
magnesio, nitrógeno, fósforo y potasio de nicotiana rústica,
nicotiana tabacum y hioscyamus albus**

MEMORIA PARA OPTAR AL GRADO DE DOCTOR
PRESENTADA POR

María de los Ángeles Díez Pisón

Madrid, 2015



TP
1984
—
138

x - 53 - 22 2692 - x

María Angeles Díez Pisón

CONTRIBUCIÓN AL ESTUDIO FISIOLÓGICO DE LAS DEFICIENCIAS DE MAGNESIO, NITRÓGENO,
FÓSFORO Y POTASIO EN NICOTIANA RUSTICA, NICOTIANA TABACUM Y HYOSCYAMUS ALBUS

Departamento de Fisiología Vegetal
Facultad de Farmacia
Universidad Complutense de Madrid
1984



BIBLIOTECA

Colección Tesis Doctorales. Nº 138/84

© Maria Angeles Díez Pisón
Edita e imprime la Editorial de la Universidad
Complutense de Madrid. Servicio de Reprografía
Noviciado, 3 Madrid-8
Madrid, 1984
Xerox 9200 XB 480
Depósito Legal: M-19180-1984

M^a ANGELES DIEZ PISON

CONTRIBUCION AL ESTUDIO FISIOLÓGICO DE LAS DEFICIENCIAS DE
MAGNESIO, NITRÓGENO, FOSFORO Y POTASIO EN NICOTIANA RUSTICA,
NICOTIANA TABACUM Y HYOSCYAMUS ALBUS.

Directores: D. Juan Barceló Coll
Catedrático de Fisiología Vegetal de la Facultad
de Ciencias de la UNIVERSIDAD DE PALMA DE MALLORCA.
D. Francisco López-Belmonte Rubira
Profesor Adjunto de Fisiología Vegetal de la Facul-
tad de Farmacia de la UNIVERSIDAD COMPLUTENSE DE
MADRID.

UNIVERSIDAD COMPLUTENSE DE MADRID

FACULTAD DE FARMACIA

AÑO - 1981

"CONTRIBUCION AL ESTUDIO FISIOLÓGICO DE LAS DEFICIENCIAS
DE Mg, N, P y K EN NICOTIANA RUSTICA, NICOTIANA TABACUM Y HYOS-
CYANUS ALBUS".

D. JUAN BARCELO COLL, CATEDRÁTICO DE FISIOLÓGIA VEGETAL DE LA FACULTAD DE CIENCIAS DE LA UNIVERSIDAD DE PALMA DE MALLORCA Y D. FRANCISCO LOPEZ-BELMONTE RUVIRA, PROFESOR ADJUNTO DE LA CATEDRA DE FISIOLÓGIA VEGETAL DE LA FACULTAD DE FARMACIA DE LA UNIVERSIDAD COMPLUTENSE DE MADRID

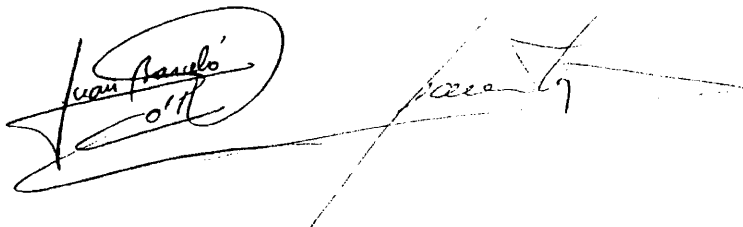
CERTIFICAN:

Que la Licenciada Dña. Maria Angeles Diez Pisón ha realizado bajo su dirección, en el Laboratorio de la Cátedra de Fisiología Vegetal de la Facultad de Farmacia de la Universidad Complutense de Madrid, el trabajo que para optar al grado de Doctor en Farmacia presenta con el título:

" CONTRIBUCION AL ESTUDIO FISIOLÓGICO DE LAS DEFICIENCIAS DE Mg , N , P y K EN NICOTIANA RUSTICA, NICOTIANA TABACUM Y HYOSCYAMUS ALBUS".

Considerando concluida la presente memoria autorizan su presentación a la Junta de Facultad, a fin de que pueda ser juzgada por el tribunal correspondiente.

Para que así conste firman el presente certificado en Palma de Mallorca y Madrid a veinte de Junio de mil novecientos ochenta y uno.

The block contains two handwritten signatures. The signature on the left is 'Juan Barcelo Coll' with a date '01/11' written below it. The signature on the right is 'Francisco Lopez-Belmonte Ruvira'.

Deseo expresar mi sincero agradecimiento a los Profesores Doctores D. Juan Barceló Coll y D. Francisco López-Belmonte Rubira, directores de este trabajo.

Agradezco también al Dr. Abad y a todos mis compañeros de Laboratorio su inestimable colaboración.

I N D I C E

=====

	<u>Página</u>
1.- <u>INTRODUCCION</u>	
1.1.- Antecedentes históricos	3
1.2.- Elementos esenciales para la nutrición mineral de las plantas	7
1.3.- Cultivos hidropónicos	8
1.4.- Significación fisiológica y metabólica de los macroelementos. Nitrógeno, Fósforo, Potasio y Magnesio en la nutrición de las plantas	10
1.4.1.- Deficiencia de Nitrógeno	10
1.4.2.- Deficiencia de Fósforo	16
1.4.3.- Deficiencia de Potasio	23
1.4.4.- Deficiencia de Magnesio	29
1.5 - Metabolismo de los alcaloides en las plantas	51
1.5.1.- Metabolismo de la Nicotina	51
1.5.2.- Metabolismo de la Atropina	52
2.- <u>OBJETO DEL TRABAJO</u>	56
3.- <u>PARTE EXPERIMENTAL</u>	
3.1.- Material y métodos	59
3.1.1.- Condiciones del cultivo	68
3.1.2.- Toma de Muestras	69
3.1.3.- Preparación del material vegetal para el análisis	70
3.1.4.- Determinación de los alcaloides: Nicotina y Atropina	70

Página4.- RESULTADOS Y DISCUSION

4.1.- Nicotiana rustica	80
4.1.1.- Carencia de Fósforo	81
4.1.2.- Carencia de Potasio	82
4.1.3.- Carencia de Nitrógeno	83
4.1.4.- Carencia de Magnesio	84
4.1.5.- Plantas Control	85
4.2.- Nicotiana tabacum	126
4.2.1.- Carencia de Nitrógeno	126
4.2.2.- Carencia de Fósforo	127
4.2.3.- Carencia de Potasio	128
4.2.4.- Carencia de Magnesio	129
4.2.5.- Plantas Control	130
4.3.- Hyoscyamus albus	170
4.3.1.- Carencia de Nitrógeno	170
4.3.2.- Carencia de Potasio	171
4.3.3.- Carencia de Fósforo	172
4.3.4.- Carencia de Magnesio	172
4.3.5.- Plantas Control	173
5.- <u>CONCLUSIONES</u>	214
6.- <u>BIBLIOGRAFIA</u>	217

I N T R O D U C C I O N

1.- Las plantas necesitan para su completo desarrollo unos elementos que generalmente absorben del suelo y a través de las raíces. Estos elementos se agrupan según la cantidad en que se necesitan, en elementos abundantes o macronutrientes y elementos escasos u oligoelementos (micronutrientes).

1.1.- ANTECEDENTES HISTORICOS DE LA NUTRICION MINERAL:

A lo largo de la historia del desarrollo de la Fisiología Vegetal, no siempre se ha visto con claridad el problema de la nutrición de las plantas.

La fisiología de las plantas ha sido objeto de estudio reciente comparado con otros muchos aspectos de la Botánica, Ecología, Taxonomía y Anatomía. La nutrición fue uno de los campos de la Fisiología Vegetal que primero se estudió cuantitativamente. Nicolás de Cusa en 1450, realizó el primer experimento conocido destinado a aclarar cual era la causa del aumento de peso en el crecimiento de las plantas. Singer (1941) y Prescott (1947) comparan el trabajo de Nicolás de Cusa con el que realizó Van Helmont (1577-1644) cerca de 200 años después.

En la versión de Nicolás de Cusa, las plantas toman, en cantidades relativamente pequeñas, constituyentes del suelo, que transportados en forma de solución acuosa, son los causantes de la mayor parte del aumento de peso.

Van Helmont citado por Browné (1944), llevó a cabo el primer trabajo cuantitativo. En la forma previamente sugerida por Nicolás de Cusa, hizo crecer una rama de sauce, de peso conocido, en un suelo, de peso conocido también; la superficie fue protegida del polvo y regada sólo con agua durante 5 años, al final de los cuales, el suelo y el árbol se pesaron otra vez; el aumento de peso, alrededor de 164 libras, fue atribuido, incorrectamente, sólo al agua.

El método más antiguo de cultivo en agua, sin sustrato sólido, se debe a Woodward (1699). En 1699, hizo crecer algarrobas, patatas y menta en agua obtenida de manantiales, ríos canales, lluvia y agua destilada. Llegó a la conclusión de que el agua sólo sirve de transporte a la "materia terrestre".

Este trabajo fue continuado 60 años más tarde por Duhamel de Monceau (1758).

Shive (1940,a) cita a Boussignolt como uno de los primeros en experimentar con cultivos en arena, en un estudio realizado entre 1851 y 1856. Sin embargo tiene especial importancia el trabajo de Salm-Horstmar (1849) sus experimentos son testimonio de su notable intuición sobre los problemas técnicos y aplicaciones prácticas de los métodos de cultivo sobre sustratos artificiales; utilizó como sustratos arena cuarzo o carbón animal que habían sido previamente tratados con un ácido para eliminar las impurezas minerales; omitió diferentes elementos y puso en evidencia la necesidad del, fósforo, azufre, calcio, potasio, magnesio, hierro y manganeso.

La base de las modernas técnicas de cultivo en agua, se apoyan en el último trabajo de Sachs (1860) pensó que los cultivos en agua eran más sencillos que en arena, evitó la fase sólida y las posibles impurezas asociadas; Sachs fue el primero en utilizar una solución nutritiva relativamente sencilla, descubrió que los vegetales se desarrollan satisfactoriamente en una solución de Nitrato Potásico (NO_3K) Fosfato Cálcico $(\text{PO}_4)_2\text{Ca}_3$, Sulfato Magnésico, Sulfato Cálcico, Cloruro Sódico y Sulfato Ferroso.

A su vez Knop (1860) comprobó que el Cloruro Sódico no era esencial y que el medio nutritivo podía reducirse a Nitrato Cálcico, Nitrato Potásico, Fosfato Monopotásico, Sulfato Magnésico y Fosfato Ferroso. Ambas soluciones, en especial la de Knop, se han usado desde entonces con frecuencia como soluciones nutritivas para el cultivo de las plantas superiores. Los trabajos de Sachs y Knop fueron presentados simultáneamente en 1860.

Ya en este siglo, Totttingham (1914) hizo un estudio sistemático de los efectos de las variaciones de presión osmótica, concentración y composición de la solución nutritiva sobre el trigo. Esta contenía sólo cuatro sa

les principales y un compuesto de hierro; Tottingham basó sus experiencias en modificar la concentración de las soluciones nutritivas en fracciones molares de las cuatro sales.

Este trabajo lo completó Shive (1915,a) simplificando la solución basal en tres sales principales (Nitrato Cálcico, Fosfato Monopotásico y Sulfato Magnésico). La solución nutritiva "Tres sales" ha sido muy utilizada hasta la actualidad.

A partir de este momento todos los trabajos experimentales sobre cultivos en medios artificiales, se dirigieron a la obtención de una solución ideal, en la que coexistieran todos los elementos esenciales en concentraciones y proporciones adecuadas, de tal manera que se obtuviera una fórmula sencilla y de resultados óptimos para el completo desarrollo de las distintas especies vegetales; a la fórmula desarrollada por Shive, se sumaron otras, la de Van der Crone (1904), Hoagland (1919), De Kock y Hall (1962) Epstein (1962), Steenbyerg y Jacobsen (1963) etc...

La indicación de que las soluciones nutritivas tipo, ideadas por Sachs y otros, eran útiles para mantener el normal crecimiento y desarrollo de las plantas, no retrasó la búsqueda de otros posibles elementos nutritivos que se necesitaban en cantidades muy pequeñas. En este tiempo, la importancia de los descubrimientos estuvo relacionada con el perfeccionamiento de las técnicas que se usaban para este tipo de trabajos.

El primer micronutriente, junto con el hierro, que se identificó como esencial para hongos y plantas superiores, fué el manganeso, cuya necesidad fué evidente a partir de los trabajos de Salm-Horstmar (1851) con Avena sativa, Raulin (1863) y Bertrand y Javillier (1911,a,b). Las pruebas definitivas las dieron Mc Hargue (1922) y Samuel y Piper (1928) (1929).

A continuación se demostró que también era esencial el Boro; Aghulon (1910) observó los efectos estimulantes del Boro, en avena, trigo y rábanos. Las pruebas definitivas las dieron Warrington (1923) con habas y Sommer y Lipman (1925) con algodón.

La importancia del Cobre se sospechaba desde los trabajos de Roberg (1928) Piper (1942) comprobó la necesidad del cobre en un trabajo con varias plantas. Tres años antes, Stout y Arnon (1939) describieron varios métodos generales para el estudio de las deficiencias de Zinc y Cobre.

Arnon y Stout (1939) demostraron la importancia del Molibdeno en la nutrición de las plantas superiores realizando unos experimentos con plantas de tomate; estaban utilizando métodos de cultivo muy sofisticados para estudiar Cobre, Zinc y Manganeso y observaron síntomas de alteraciones en el desarrollo, que desaparecían al añadir Molibdeno a las soluciones de micronutrientes ya conocidas.

Los efectos beneficiosos del Cloro se sospecharon desde un informe aparecido hacia 1862 en un trabajo realizado por Nobbe y Sieger (1862) la prueba definitiva fue obtenida inesperadamente por Broyer, Carlton, Johnson y Stout (1954) en el curso de experimentos relacionados con el problema del Cobalto. Con algunas plantas de tomate de apariencia anormal, se conseguían aumentos en el crecimiento de hasta un 50% al añadir Cobalto en forma de Cloruro, pero en un segundo experimento, añadiendo cobalto en cantidades muy superiores, no se consiguió un crecimiento normal. Se pensó en la posibilidad de que algún otro factor fuese el elemento esencial y después de un análisis de los macronutrientes, se encontró que eran transportados en forma de cloruros.

Es razonable pensar, que a medida que se vayan perfeccionando las técnicas de investigación pueda demostrarse que algún otro elemento es esencial para el crecimiento de plantas o microorganismos.

1.2.- ELEMENTOS ESENCIALES PARA LA NUTRICION MINERAL DE LAS PLANTAS

La presencia de un determinado elemento en la planta, no significa que necesariamente tenga una función en la vida de la misma.

El suelo contiene numerosos elementos químicos y la planta que crece en él, puede contener al menos trazas de la mayoría de ellos, unos esenciales para su crecimiento y desarrollo y otros que pueden haber sido absorbidos de una forma no selectiva por la planta.

En 1939, Arnon y Stout establecieron los criterios por los que un elemento debe ser considerado como esencial. Según estos autores dichos elementos deberían reunir las siguientes condiciones:

- 1) La ausencia del elemento puede dar lugar
 - a) a un crecimiento anormal de la planta
 - b) a un desarrollo incompleto de su ciclo vital
 - c) a la muerte prematura de la planta
- 2) El elemento debe ser específico y no reemplazable por otro
- 3) Su efecto sobre la planta debe ser directo sobre el crecimiento o metabolismo y no por algún efecto indirecto como puede ser bloquear la acción de algún otro elemento que se encuentre a nivel tóxico.

Así pues, una respuesta favorable producida por la adición de un elemento dado, no constituye una evidencia concluyente de que es indispensable para la nutrición de la planta.

Nicholas (1961) propuso el concepto de "nutriente funcional" al lado del de "nutriente esencial", para distinguir entre nutrientes que puedan actuar en el metabolismo de la planta y aquéllos cuya acción es específica e indispensable.

1.3.- CULTIVO HIDROPONICO Y SU APLICACION AL ESTUDIO DE LA NUTRICION DE LAS PLANTAS.

El estudio de las necesidades de sales minerales para las plantas implica el control cuidadoso de los nutrientes en el medio que rodea a las raices (rizosfera).

Es muy difícil eliminar de un suelo, un elemento determinado; en cambio el cultivo en solución (cultivo hidropónico) resulta un excelente medio de control de la forma, cantidades y proporciones relativas de los diversos elementos.

Los métodos de cultivo en agua y arena utilizados en investigación científica desde hace más de un siglo, han probado el gran valor que tienen para fijar las necesidades nutritivas y el papel de varios iones y han permitido establecer el hecho de que las plantas pueden crecer generación tras generación en soluciones de sustancias químicamente puras.

Para un crecimiento óptimo, la solución nutritiva debe contener todos los elementos que requiere la planta en forma adecuada y en las proporciones correctas y equilibradas. No hay una solución óptima para todas las plantas pero se dispone de procedimientos sistemáticos Homes(1961,1963) Steilner(1961) para variar teóricamente la concentración de los macronutrientes y obtener las proporciones más adecuadas para cada planta en particular.

Otro valor crítico es el pH de la solución. El suelo normalmente pgsee valores de pH que oscilan entre 4 y 8. El valor considerado como óptimo es el de 6,5. La importancia de la regulación del pH es doble. La mayoría de las sales minerales son más solubles en medio ácido que en medio alcalino (Mazliak, 1976), los pH ácidos permiten por tanto, una mayor solubilización de las sales en la solución del suelo. Además el pH del medio influye directamente sobre la absorción de los iones por las raíces. Los pH muy bajos (inferiores a 4) originan lesiones de los tejidos, con necrosis y pérdida de sales. (TABLA I). PRATT (1965).

De los muchos elementos inorgánicos que las plantas pueden absorber en forma iónica, a partir del suelo o de un medio acuático, sólo de unos pocos se sabe que son indispensables. Parece haber un acuerdo bastante unánime, en que las plantas superiores requieren 16 elementos (C, H, O, N, P, K, S, Ca, Mg, Fe, Mn, B, Cu, Zn, Cl y Mo) aunque no está claro que todos ellos resulten esenciales para las plantas inferiores. Estos elementos se agrupan en macro y micronutrientes. El término macronutriente (usado por Loomis y Schull, 1937) se aplica aquí al N, S, P, Ca, Mg, K y en algunos casos al Na; estos elementos se necesitan en la solución en cantidades superiores a una parte por millón.

El término micronutriente (Loomis y Schull 1937) se aplica al Mn, Cu, Zn, B, Cl, Mo y Hierro, que normalmente se necesitan en cantidades del orden de una parte por millón en la solución y a menudo menos de una décima de esta concentración.

Otros elementos sólo son necesarios para algunas especies de plantas y microorganismos. El cobalto es un micronutriente para algunos microorganismos y simbiosis; el vanadio es esencial para *Scenedesmus obliquus*, el sodio para determinadas cianofíceas y halofitas y el silicio para las diatomeas; el boro es esencial para las plantas superiores y en cambio no se muestra como tal para los microorganismos.

No obstante, se vienen estudiando otros muchos elementos: estroncio, rubidio, aluminio, galio, níquel como posibles nutrientes para las plantas.

En la tabla II se muestran los valores medios para un muestreo de muchas plantas respecto a los nutrientes esenciales; estos valores medios son las cantidades mínimas críticas que se precisan para el normal crecimiento de la planta.

1.4.- NITROGENO, FOSFORO, POTASIO Y MAGNESIO EN LA NUTRICION DE PLANTAS.

1.4.1.- DEFICIENCIAS DE NITROGENO

El nitrógeno en el suelo:

El nitrógeno es uno de los elementos más ampliamente distribuido en la naturaleza. Se encuentra en grandes cantidades en la corteza de la tierra y rocas. Esto contrasta con la idea que se tiene normalmente de que la atmósfera es la mayor reserva de Nitrógeno. Según DELWICHE(1970) es la segunda.

El nitrógeno molecular (N_2) de la atmósfera es fijado y convertido en Nitrógeno orgánico por una serie de microorganismos del suelo. Según CHATT(1976) la cantidad de nitrógeno fijado biológicamente es aproximadamente cuatro veces la cantidad producida por la industria química. La fijación de nitrógeno la realizan microorganismos libres o microorganismos que viven en simbiosis. La mayor parte de la fijación del Nitrógeno por microorganismos se realiza en condiciones anaerobias.

ABSORCION Y TRANSPORTE:

Las plantas superiores son los mayores contribuyentes al proceso de conversión del Nitrógeno inorgánico en Nitrógeno orgánico. Las fuentes de Nitrógeno inorgánico más importantes relacionadas con esta transformación son NO_3^- y NH_4^+ . Ambos pueden ser absorbidos y metabolizados por plantas.

Las plantas cultivadas toman el Nitrógeno principalmente en forma de NO_3^- , incluso cuando los fertilizantes son aplicados en forma de NH_4^+ , a causa de la oxidación microbiológica en el suelo.

Según ANSARI y BOWLING(1972) la absorción de NO_3^- se realiza contra un gradiente electroquímico, es decir que es absorbido activamente. El nitrato de la raíz, puede ser intercambiado por NO_3^- de la solución del suelo.

La salida es un proceso pasivo (MORGAN y col.1973). Más evidencias sobre la absorción activa de NO_3^- la dieron RAO y RAINS(1976). No está aclarado si la absorción del NH_4^+ por las plantas es también un proceso activo.

Investigaciones de ZSOLDOS(1972) con raíces de arroz, muestran que la absorción de NO_3^- depende considerablemente de la temperatura y es aproximadamente cero a 0°C . WILSON(1977) hizo un estudio sobre la influencia del Manganeso en el proceso de nitrificación. Sólo a concentraciones muy altas lo retrasaba.

La diferencia más importante entre la absorción de NO_3^- y NH_4^+ está en su sensibilidad al pH. El nitrógeno amoniacal (NH_4^+) se absorbe mejor en un medio neutro y disminuye al descender el pH. MENGEL y col(1970) suponen que el NH_4^+ es absorbido bajo condiciones de pH elevadas.

RAO y RAINS(1976) demuestran que la mayor absorción de NO_3^- tiene lugar a bajos niveles de pH.

La urea se convierte en el suelo en nitrógeno amoniacal por la acción de la ureasa. Sin embargo puede ser absorbida directamente por las plantas, aunque los niveles de absorción son bajos comparados con los nitratos (KIRKBY y MENGEL(1967)). Del aporte en forma de urea no sólo resulta una baja absorción de Nitrógeno, sino que provoca alteraciones en el metabolismo de las proteínas y se produce una acumulación de asparraguina (KIRKBY y MENGEL, (1970)).

HENTSCH(1970) estudió la absorción de Nitrógeno amoniacal y urea, llegando a la conclusión de que la urea se absorbe a niveles más bajos que el Nitrógeno amoniacal.

ALBASEL y col.(1977), realizaron un experimento en invernadero para determinar la efectividad de tres fuentes de nitrógeno: Nitrato potásico, urea y sulfato amónico. El Nitrato potásico fue el fertilizante más efectivo.

El Nitrógeno absorbido por la raíz es transportado a través del xilema, en forma distinta según la forma en que es absorbido. Según Martín y col(1970) casi todo el Nitrógeno absorbido en forma amoniacal, se asimila en la raíz y se redistribuye en forma de aminoácidos. El nitrógeno absorbido como nitrato va a ser transportado en esta forma hasta las hojas.

El nitrógeno absorbido en forma de nitrato, tiene que ser reducido hasta amoníaco, para poder ser incorporado a los compuestos nitrogenados de la planta.

El primer paso, parece ser la conversión del nitrato en nitrito, catalizado por un enzima, la nitrato-reductasa.

Numerosos autores insisten en las relaciones entre la absorción y la reducción del nitrato y la absorción y la acumulación de cationes $COIC$ y col , (1963), GRIGNON, (1974), FROST y col , (1978)

Se ha intentado determinar la concentración óptima de Nitrato para la actividad media máxima de la nitrato-reductasa. (AFRIDI y HEWITT, 1964), (ROBIN y col , 1979).

Para explicar estas observaciones existen dos hipótesis:

Una proteasa específica degrada la fracción citocromo-c reductasa de la nitrato reductasa (ASLAM y OAKS, 1976). Esta proteasa es particularmente activa en las raíces de MAIZ (WALLACE, 1973) Aslam y Oaks muestran que la presencia de nitrato en el medio limita esta degradación.

Otra explicación de las relaciones entre actividad nitrato-reductasa y contenido en nitratos de los tejidos podría ser el control de la inducción del enzima. Los productos de la reducción de nitratos tendrían un efecto represivo sobre esta inducción, este efecto se admite generalmente para los aminoácidos libres, en particular, la asparraguina y la glutamina (OAKS, 1977)

FUNCIONES METABOLICAS:

El peso seco de las plantas contiene alrededor de un 2-4% de N. Esta proporción es baja comparada con el contenido de carbono que es del orden del 40%. Sin embargo el Nitrógeno es un elemento indispensable, constituyen te de numerosos compuestos orgánicos (amino-ácidos, proteínas, ácidos nucleicos), de numerosos compuestos heterocíclicos esenciales, como las bases purínicas y pirimídicas, de numerosos coenzimas (nicotinamida, piridoxal, tiamina, cobamida), de pigmentos con núcleo pirrólico, o de numerosos productos secundarios sintetizados abundantemente por ciertas plantas (alcaloides, tóni

nicos cardiacos... etc).

En las plantas verdes la fracción nitrogenada más importante es la proteica con cantidades de alrededor del 80-85% del Nitrógeno total. El nitrógeno de ácidos nucleicos alcanza alrededor del 10% y el Nitrógeno de los amino ácidos solubles, alrededor del 5% del Nitrógeno total.

El Nitrógeno una vez absorbido va a seguir los siguientes pasos:

El primero consiste en la transformación del Nitrógeno inorgánico, en compuestos nitrogenados orgánicos de bajo peso molecular. En plantas superiores este proceso es irreversible, es decir que una vez que el nitrógeno se ha convertido en Nitrógeno orgánico, permanece en esta forma en la planta. En un segundo nivel se produce la síntesis de compuestos de elevado peso molecular: proteínas y ácidos nucleicos. El tercer paso está representado por la hidrólisis enzimática de las macromoléculas nitrogenadas.

Las tres fracciones están influenciadas por la nutrición y en particular por el aporte de Nitrógeno. Un aumento del nivel de Nitrógeno en la nutrición provoca un aumento en todas las fracciones pero con intensidades distintas.

Experimentalmente se observa que el contenido de compuestos aminados solubles (aminoácidos libres, aminas, amidas) aumenta considerablemente, mientras que el contenido de proteínas, aumenta de forma muy limitada (MULDER y BAKEMA, 1956), (WENZEL y MICHAEL, 1966), (GREENWOOD y col, 1965), (GOSWAMI y WILL COX, 1969). Se encontraron pequeñas diferencias si el Nitrógeno se aportaba en forma de NO_3^- o en forma de NH_4^+ (MENGEL y HELAL, 1970). Si el aporte se hacía en forma de NH_4^+ , se observaba un aumento del ac. glutámico. Este ácido y la glutamina son los dos primeros aminoácidos sintetizados durante el proceso de asimilación de NH_3 .

Determinadas concentraciones salinas (PLUENNEKE y JOHAN, 1972) pueden provocar la aparición de compuestos de nitrógeno solubles en tejidos de plantas. Las plantas con deficiencia de K muestran un aumento del contenido de

amino-ácidos solubles y en algunos casos de proteínas (HSIAO y col.1970). Según KOCH y MENGEL (1974) el aumento de proteínas, en el caso de una deficiencia de potasio se debería a una disminución en el crecimiento.

SINTOMAS DE DEFICIENCIA DEL NITROGENO:

La deficiencia del Nitrógeno se caracteriza por el pobre crecimiento de las plantas. Son plantas bajas, de hojas pequeñas y las más viejas a menudo se caen prematuramente.

En cambio, la relación raíz/parte aérea, normalmente se incrementa por la deficiencia de Nitrógeno (CASPER, 1975).

BOSEMARK (1954) estudió los efectos de la deficiencia del aporte nitrogenado sobre raíces de trigo (*Triticum aestivum*), observó un alargamiento de las raíces comparado con el crecimiento en soluciones con concentraciones altas de Nitrógeno.

TOREN (1955) observó la hipertrofia de células en tejidos aislados de zanahoria con deficiencia de Nitrógeno.

LUTHAN (1934) observó que la deficiencia de Nitrógeno se relacionaba con la aparición de núcleos pequeños en células de tamaño normal.

La deficiencia de Nitrógeno provoca una marcada disminución en el contenido de clorofila, las hojas son verde claro y a menudo completamente amarillas, esta deficiencia provoca una alteración del desarrollo de los cloroplastos (THOMSON y WEIER, 1962).

Las necrosis de las hojas aparecen muy tarde o no aparecen. En este aspecto la deficiencia de Nitrógeno, se diferencia fundamentalmente de las deficiencias de K y Mg donde las zonas necróticas y cloróticas aparecen también en las hojas viejas, pero en estados tempranos. Los síntomas de deficiencia de Fe, Ca y S son similares a la deficiencia de Nitrógeno, las hojas se ponen amarillas, sin embargo los síntomas aparecen primero en las hojas jóvenes. Muchas plantas, sin embargo, producen otros pigmentos cuando falta

nitrógeno. La formación de antocianos, puede ser suprimida bajo condiciones especiales en invernadero (WALLACE, 1930). Los efectos de la falta de nitrógeno, se utilizan a veces, para obtener frutos con apariencia atractiva.

Una característica en muchas plantas es la reducción del ángulo entre tallo y hoja. Las hojas llegan a estar más erguidas que lo normal. Las yemas laterales, permanecen, a menudo en estado latente. Debido a ésto, muchas plantas presentan un eje muy estrecho, al reducirse el crecimiento de las yemas laterales.

Las plantas con deficiencia de Nitrógeno, sufren maduración y senescencia tempranas. La temprana senescencia está relacionada con los efectos del aporte de Nitrógeno en la síntesis y transporte de las citoquininas.

Según las investigaciones de Wagner y MICHAEL (1971), la síntesis de las citoquininas disminuye con una nutrición inadecuada de Nitrógeno. Como estas fitohormonas provocan un crecimiento vigoroso y la estabilización de las plantas en un estado juvenil, la disminución de las citoquininas, puede muy bien producir senescencia.

Se han publicado monografías con ilustraciones y descripciones, de los efectos de la carencia de Nitrógeno: WALLACE (1961), BERGLAN y NEUBERT (1976).

1.4.2.- DEFICIENCIAS DE FOSFORO.

El Fósforo en el suelo.

El fósforo se encuentra en el suelo casi exclusivamente en forma de ortofosfato, y en esta forma es absorbido por las plantas principalmente. De forma diferente al nitrato y al sulfato, el grupo fosfato no se reduce en la célula.

El contenido total de fósforo en el suelo es del orden de 0,02 a 0,15%. Una cantidad importante de este P, está asociado a la materia orgánica (WILLIAMS 1959) en suelos minerales la proporción de P orgánico está entre 20-80% del P total. Mandal(1975) indicó que en suelos de arroz de Bengala Oeste, las cantidades de P orgánico alcanzaban el 35% del Fósforo total del suelo.

Considerado desde el punto de vista de la nutrición hay en el suelo tres fracciones de fosfato importantes:

- 1/ Fosfato en solución
- 2/ Fosfato en un "pool" lábil.
- 3/ Fosfatos de fracciones no lábiles.

La 3ª fracción se considera que no interviene en los fenómenos de nutrición.

La descomposición de la materia orgánica influye en la adsorción del fosfato directa o indirectamente. La materia orgánica del suelo contiene P, por eso la mineralización de la materia orgánica aporta fosfatos a la solución del suelo. El fosfato liberado por esta vía se ve implicado en el equilibrio entre iones fosfato, libres y adsorbidos. Por otro lado la descomposición por los microbios de la materia orgánica está asociada a un aumento de la producción de CO₂, que posiblemente aumentará la solubilidad de los fosfatos del suelo (QUASTEL, 1965).

Las moléculas orgánicas producidas por los microorganismos del suelo pueden influir también en la adsorción de fosfato por competencia por los lugares de adsorción, afectando el equilibrio entre iones fosfato libre y adsorbido. Esto nos explicaría las observaciones hechas a menudo en agricultura práctica de que la aplicación de materia orgánica mejora, a menudo, el P disponible en el suelo (BLAKEMORE, 1966).

Los silicatos también influyen en la adsorción de fósforo por aumento del fosfato soluble, por sustitución del P en los lugares de adsorción (GANSSEMAN, 1962).

Estos efectos beneficiosos de los silicatos sobre el P utilizable, se conocen desde hace muchos años (LEMMERMAN y WIESSMAN, 1924).

La adsorción de las partículas de fosfatos del suelo, frecuentemente no es un proceso de adsorción ideal, sino más bien una combinación de adsorción y precipitación (LARSEN, 1967, a)

ABSORCION Y TRANSPORTE:

La cantidad de fosfato presente en la solución del suelo es muy pequeña comparado con el fosfato absorbido. En un suelo laborable y fértil es alrededor de 10^{-5} a 10^{-4} M. MENGEL y col (1969), HOSSNER y col. (1973) Las raíces de las plantas son capaces de absorber el fosfato de soluciones con muy baja concentración (LONERAGAN y ASHER, 1967).

Las raíces de las plantas, al desplazarse se ponen en contacto con el fosfato de la solución del suelo. El fosfato es absorbido en proporciones altas y disminuye en la solución en contacto con las raíces. Esta disminución crea un gradiente entre la concentración de fosfato cerca de la raíz y la concentración en el suelo. (OLSEN y WATANABE, 1970). Este gradiente de concentración, regula la relación de la difusión de fosfatos hacia la raíz. La importancia de la difusión del fosfato ha sido demostrada por BHAT y NYE (1974).

Experimentos de SANDERS y TINKER(1973) han mostrado que la infección de la raíz por hongos de Micorriza endotrofa, pueden estimular el crecimiento de las plantas por aumento de la relación de absorción de fosfato.

La absorción del fosfato en Chlorellas, aparece ligeramente inhibida por fuertes concentraciones externas de potasio y valinomicina (JEAN JEAN 1979).

Generalmente el contenido de fosfato de las células de la raíz y la savia del xilema es alrededor de 100 a 1.000 veces mayor que la de la solución del suelo (RUSSELL y BARBER, 1960). Esto demuestra que el P es absorbido por las células de las plantas contra un gradiente de concentración.

Así HAI y LAUDELOT(1966), encontraron que un aumento parcial de la presión de oxígeno en la solución de nutrientes provoca una alta absorción de fosfatos en raíces de arroz.

WEIGL (1967) encontró que en un trabajo con Elodea Canadensis, la absorción del P fue mayor a la luz que bajo condiciones de oscuridad.

BARBER y THOMAS(1972) encontraron considerables diferencias en la absorción de fosfatos, en distintos cultivos. Estos autores suponen que la capacidad de absorción varía genéticamente.

La absorción de los fosfatos depende del pH , HENDRIX(1967). El fosfato absorbido disminuye rápidamente con el aumento del pH .

El fosfato absorbido por las plantas es introducido rápidamente en los procesos metabólicos: JACKSON y HAGEN(1960) demuestran que después de un periodo de sólo 10 minutos, el 80% del fosfato absorbido es incorporado en forma de compuestos orgánicos.

El fosfato se mueve con gran facilidad en las plantas y puede ser transportado hacia arriba o hacia abajo. En experimentos de MORARD(1970) el fosfato era transportado primero a las hojas jóvenes; después de algunos días el P fue transportado otra vez a las hojas viejas; HALL y BAKER(1972) muestran que el P inorgánico se encuentra también en la savia del floema.

FUNCIONES METABOLICAS:

El fósforo en las plantas aparece en forma inorgánica como ortofosfato y en menor proporción como pirofosfato. Las formas orgánicas son compuestos en que el ortofosfato es esterificado con grupos hidroxilo de azúcares y alcoholes o unido a otro grupo fosfato.

Muchos fosfatos orgánicos son compuestos intermediarios del metabolismo (azúcares fosforilados y alcoholes). El fosfato se encuentra también unido a compuestos lipofílicos, particularmente en fosfolípidos (lecitina). Son componentes esenciales de las membranas biológicas.

El compuesto más importante de que forma parte el ortofosfato es el adenosintrifosfato (ATP). Parece que la función del fosfato en el metabolismo es la formación de pirofosfatos unidos que permiten la transferencia de energía: ATP, UTP, GTP y CTP están relacionados con la síntesis de RNA. También forma parte del DNA.

Otro compuesto orgánico de Fósforo es la fitina, ésta aparece principalmente en semillas. El ácido fítico es el ester exafosfórico de inositol. La fitina aparece en las semillas en forma de sales de Calcio y Magnesio del ácido fítico. La fitina aparentemente sirve para almacenar fósforo en semillas que tienen muy poco fósforo inorgánico.

Inmediatamente después de la polinización hay un aumento del transporte de Fósforo hacia las semillas jóvenes. Esto fue observado por LINCK y SWANSON (1960).

Dadas las numerosas y variadas funciones del fósforo en el metabolismo de las plantas un aporte inadecuado afecta seriamente numerosos procesos metabólicos:

EATON (1952) estudió los efectos de la deficiencia de Fósforo sobre los hidratos de carbono y fracciones de nitrógeno en tres plantas. Se observaron reacciones distintas, en general se producía aumento de hidratos de carbono y de compuestos de Nitrógeno de bajo peso molecular, aumento de proteólisis y disminución de síntesis de proteínas.

El fósforo a través del ATP y numerosos productos fosforilados están prácticamente implicados en todas las reacciones de síntesis de la célula. Bajo estados de deficiencia de Fósforo tendrá lugar una acumulación de aminoácidos libres, porque la activación del aminoácido como adenosil derivado es esencial para la síntesis de proteínas y la producción de ARN. La deficiencia de Fósforo disminuirá también la síntesis de DNA así como la división nuclear.

HEWITT y TATHAM (1960) encontraron que la actividad de la fosfatasa ácida en hojas de planta de tomate aumentaba hasta diez veces por deficiencias de Fósforo. Esto podría considerarse como una respuesta a la disminución del nivel de fosfato inorgánico que inhibe la actividad de la fosfatasa.

El fósforo presenta una interacción con calcio, un ejemplo notable de este efecto fué observado por GREENWOD y HALSWORTH (1960). Niveles de fósforo de 40 p.p.m. que hacen crecer bien a muchas plantas, resultaba tóxico con niveles bajos de calcio (8 p.p.m.), pero resultaba beneficioso o no tóxico a altos niveles de calcio, si el aporte de N era alto también.

KHAN y ZENDE han estudiado interacciones entre Zinc y Fósforo. Se observa una disminución en la movilidad de ambos.

MATHAN y ALBERGER (1977) llevaron a cabo unos experimentos para ver la influencia del hierro en la absorción de Fósforo. Los resultados revelaron que el hierro a un nivel de aproximadamente 5 mgs/litro afectaba de forma negativa la absorción de Fósforo.

TOMBESI y col. (1969) estudiaron la actividad fotosintética de los cloroplastos aislados de hojas de remolacha, encontraron que bajos niveles de fosfato provocaban una reducción en la fotofosforilación y en el transporte de electrones, en la cadena de transporte fotosintética. WATANABE y YOSHIDA (1970) llegaron a conclusiones parecidas en experimentos con hojas de plantas de arroz.

HARTT(1972)sin embargo, en estudios con remolacha puso de manifiesto que el fósforo ejercía una influencia pequeña sobre la fotofosforilación.

La mayoría del fósforo presente en raíces, tallos y hojas está en forma inorgánica, la proporción de P inorgánico en relación con el P total, es muy alta en hojas viejas.

Las hojas jóvenes contienen cantidades relativamente altas de P orgánico predominantemente en forma de ácidos nucleicos.

En estados de deficiencia de Fósforo el contenido de Fósforo inorgánico disminuye mientras que los niveles de P orgánico se ven poco afectados MICHAEL(1939),HARTT (1972).

Observaciones similares fueron hechas por BIELESKI(1968)que estudió los cambios de los niveles de compuestos de P en Spirodela. Cuando las deficiencias de P eran severas, el contenido en fosfolípidos y RNA disminuía también.

SINTOMAS DE DEFICIENCIA:

WALLACE(1961)señaló que muchos de los efectos visibles de la deficiencia de fósforo, se parecen a los causados por la carencia de Nitrógeno: El estrechamiento de los ángulos de las hojas, la prolongada latencia de las yemas laterales, la prematura caída de la hoja, disminución del tamaño y número de primordios florales, el retraso o supresión de la floración y fructificación, la aparición de pocos frutos y de pequeño tamaño.

Las hojas carecen a menudo de brillo normal, las hojas más viejas presentan un color verde oscuro y muchas caen prematuramente.

El contenido de P en plantas con deficiencia es generalmente bajo, alrededor de 0,1% o menos en peso seco, las plantas con un aporte adecuado pueden contener alrededor de 0,3 a 0,4%.

EATON y ERGLE(1957)demostraron que en plantas maduras de algodón, al rededor del 80% del P total de la planta se encuentra en las semillas. Lo mismo ocurre con los cereales.

Niveles extremadamente altos de fosfatos en la raiz pueden disminuir el crecimiento. En experimentos de cultivos en solución LONERAGAN y ASHER(1967) encontraron que proporciones altas de fosfato provocaban disminución del crecimiento en algunas especies (ERODIUM, trebol...).

1.4.3.- DEFICIENCIAS DE POTASIO.

El Potasio en el suelo:

En la corteza terrestre el contenido de Potasio es del 2-3%. La fuente principal de Potasio para el crecimiento de las plantas procede de la descomposición de minerales del suelo (arcillas).

El potasio aparece en el suelo en tres fracciones distintas:

- a) El Potasio como elemento de la estructura mineral del suelo
- b) Potasio adsorbido en partículas (arcillas y materia orgánica) fácilmente intercambiables.
- c) Potasio en la solución del suelo.

El potasio en solución es el más importante para las plantas (GRIMME y col.(1971).

De la concentración de potasio en la solución del suelo depende la absorción de éste por las raíces de las plantas (MENGEL y von BRAUNSCHWEIG 1972). Otro factor importante en la determinación de la disponibilidad de potasio, es la capacidad tampón del suelo. Si la capacidad tampón es alta, las fluctuaciones del Potasio en el suelo son pequeñas, mientras que en suelos con baja capacidad tampón, el nivel de potasio puede disminuir sensiblemente durante la época de crecimiento (NEMETH, 1975).

ABSORCION Y TRANSPORTE:

El Potasio es absorbido por los tejidos de las plantas en una proporción muy alta. De todos los cationes el Potasio es el único que puede ser transportado contra un gradiente electroquímico dentro de las células de las plantas SPANSWICK y WILLIAMS(1964), DUNLOP y BOWLING(1971), ANSARI y BOWLING (1972). Es un catión muy móvil en las plantas. A menudo el Potasio es redistribuido desde los órganos viejos de las plantas a los tejidos jóvenes, GREENWAY y PITMAN(1965). El Potasio es transportado principalmente hacia los tejidos meristemáticos.

Este transporte hacia los tejidos meristemáticos, parece estar relacionado con la síntesis de proteínas, crecimiento y aporte de citoquininas JACOBY y col. (1973).

PITMAN (1969) puso de manifiesto que plantas con bajo crecimiento absorben cantidades bajas de Potasio y tienen menor capacidad de traslocación a los brotes.

El potasio se encuentra en gran cantidad en la savia del floema. Representa el 80% del total de los cationes, HALL y BAKER (1972). La función del Potasio en la savia del floema no está completamente aclarada, según BEN-ZIONI y col. (1971) el potasio acompañaría al ácido málico en el transporte de éste desde el brote hasta la raíz.

FUNCIONES METABOLICAS:

El potasio es el único catión monovalente indispensable para los seres vivos. Hace 100 años, fué reconocido ya como elemento esencial para el crecimiento de las plantas (REED, 1942).

En la célula el potasio se encuentra en el citoplasma y en las vacuolas, y en menos extensión en el núcleo. Fundamentalmente se encuentra en forma iónica o como partícula cargada en las superficies coloidales. El hecho de que el potasio se halle tan ampliamente distribuido en la célula y fundamentalmente en forma iónica, hizo pensar desde un principio en su posible participación como catalizador o cofactor de numerosas reacciones enzimáticas. EVANS y SORGER, (1966), ponen de manifiesto que la principal función del Potasio es la activación de varios sistemas enzimáticos.

Se sabe ahora que más de Sesenta enzimas requieren cationes monovalentes para su actividad EVANS y WILDES (1971). En la mayoría de los casos el Potasio es el catión más eficaz para esta activación. Para algunos enzimas el NH_4 y Rubidio son tan eficaces como el Potasio. Resulta de interés teórico, los tres iones tienen casi el mismo poder de hidratación. La activación estaría pues relacionada con el tamaño del ión activo.

En todas las plantas sin embargo, Amonio y Rubidio no pueden sustituir al potasio, porque resultan tóxicos a las concentraciones que se necesitan EL-SHEIKH y ULRICH(1970), MORARD(1973). Si su función es únicamente la de activar enzimas parece sorprendente a primera vista que las plantas lo precisen en cantidades tan elevadas. Puede darse una explicación a esta aparente anomalía, diciendo que el Potasio tiene una afinidad muy baja para las proteínas y que por ello se requiere una alta concentración, capaz de mantener los complejos potasio-proteína, básicos para una actividad óptima del enzima. (HIATT y EVANS,(1960), SUTCLIFFE y BAKER, (1979).

WILSON y EVANS,(1968), indican que las altas concentraciones son necesarias para provocar la transformación del enzima protéico, en un enzima activado.

Los enzimas activados por los cationes monovalentes son principalmente sintetasas, óxido-reductasas, deshidrogenasas, transferasas y kinasas.

El potasio interviene en la síntesis de proteínas (EVANS y WILDES, 1971) y por esta razón la relación del ciclo del Nitrógeno y la síntesis de proteínas depende del contenido de Potasio (JEANNIOT y col. 1970, KOCH y MENGEL, 1972). Trabajos de HSIAO y col(1970) no concuerdan con estos resultados. La activación de varias kinasas por el Potasio también lo hace intervenir en la síntesis de compuestos de elevado peso molecular (BUSH, 1969). Por esto, aportes inadecuados de Potasio provocan una acumulación de azúcares y aminoácidos de bajo peso molecular. La deficiencia de Potasio provoca aumentos notables en amidas y en Nitrógeno orgánico soluble (EATON 1952, OKAMOTO, 1967), RATNER y YELISEOVA(1968), NOWAKOWSKI(1971).

Severas deficiencias de Potasio provocan la acumulación de aminos tóxicas como putrescina y agmatina: COLEMAN y HEGARTY(1957), SMITH y SINCLAIR (1967).

El mecanismo de regulación de la apertura y cierre de los estomas siempre ha sido objeto de numerosas interpretaciones. Se creía que la base de este mecanismo era un proceso de ósmosis. FUJINO(1967) describió un posible mecanismo algo diferente y en el que las concentraciones de potasio en las células

lulas de cierre, serían fundamentales. Posteriormente estas investigaciones han sido confirmadas por otros investigadores: HUMBLE(1969),RASCHKE(1975).

El potasio tiene una función importante en el aumento del crecimiento, el alargamiento inducido por el AIA en coleóptilos de avena está influenciado por el potasio. (HASCHE y LÜTTGE) (1975).

Por otra parte, el Potasio puede influenciar el crecimiento indirectamente, a través de las giberelinas p.e. (WAKHLOO, J.L.,1976).

El potasio juega también un papel importante como regulador osmótico, DHINSA y col. (1975).

Hay una gran cantidad de experimentos que indican que el Potasio está relacionado prácticamente con todos los procesos metabólicos que se conocen. La deficiencia de potasio provoca daños en hojas, modifica el contenido de agua en éstas, disminuye la actividad fotosintética, produce un desarrollo insuficiente de la clorofila en algunas especies, bajo contenido de proteínas, alto porcentaje de compuestos orgánicos nitrogenados solubles; aumento inicial del contenido de carbohidratos, que indudablemente se debe, en parte a la disminución de la síntesis de proteínas.

El déficit de Potasio determina un descenso en el nivel de los polisacáridos. Este efecto se ha interpretado bien por una acción directa sobre un enzima de la cadena biosintética o por suministro insuficiente de energía, al verse afectada la glicolisis, fosforilación oxidativa, fotofosforilación etc. La almidón sintetasa requiere un catión monovalente como cofactor siendo el potasio el más efectivo, MURATA y col. (1968).

El cloroplasto es el orgánulo celular donde se encuentra la mayor concentración de potasio, LARKUM(1968),STOCKING y ONGUM (1962).

Hay también evidencias a favor de una acción movilizadora de los productos de la fotosíntesis desde las hojas a los lugares de utilización metabólica en la que el Potasio intervendría de una forma manifiesta. (HARTT 1969).

SINTOMAS DE DEFICIENCIA:

Los síntomas de la deficiencia de potasio son característicos y análogos en gran número de plantas, pero varían en algunos detalles.

En muchas plantas la deficiencia de potasio provoca una disminución de la dominancia apical, aparecen numerosos brotes auxiliares (CAMP y col. 1941)

La deficiencia de potasio no se manifiesta inmediatamente en síntomas visibles. Primero se produce una reducción del crecimiento y sólo más tarde aparecen las clorosis y necrosis. En la mayoría de las plantas la deficiencia de Potasio provoca la aparición de zonas secas marginales que se extienden con la edad de la planta y la severidad de la deficiencia hasta las venas entre las venas y puede ocupar toda la superficie de la hoja (HEWIT, 1944 1945), WALLACE, 1961).

Los síntomas de las deficiencias de potasio aparecen casi siempre primero en las hojas viejas y más tarde en hojas jóvenes. Parece que las hojas viejas suministran Potasio a las jóvenes. Según las investigaciones de PISSAREK (1973) y MORARD (1973), los síntomas de la deficiencia de Potasio se ven primero en la 2ª y 3ª hojas viejas, pero no en la más vieja del todo. Los primeros síntomas de la deficiencia puede ser la tendencia de las hojas a curvarse hacia abajo o hacia arriba desde la parte superior de la planta. En algunas plantas existen interacciones con hierro o fósforo. Una investigación detallada de estos efectos ha sido descrita por BOLLE-JONES (1955).

Aunque los síntomas de la hoja seca se producen siempre, otros síntomas pueden preceder o acompañar su aparición en plantas con deficiencia de potasio, se produce una disminución de la clorofila CAMP y col (1941) y de los cloroplastos (PISSAREK, 1973) y mitocondrias (KURSANOV y VYSKREBENTZEVA 1966)

Las plantas con deficiencia de Potasio muestran una disminución de la presión turgor y fácilmente llegan a ser flácidas. Por esta razón resisten mal la sequía (PISSAREK, 1973) y son también más sensibles a los daños de las heladas, ataque de hongos y condiciones salinas.

Sobre las causas de la aparición de las necrosis o su significado, se han dado numerosas hipótesis KIDSON(1942) sugirió que las zonas necróticas podían reflejar la distribución del elemento. Algunos autores piensan que la tensión del agua distribuida irregularmente provocaría la necrosis o también la acumulación de constituyentes tóxicos tipo putrescina (COLEMAN y HEGARTY 1957 COLEMAN y RICHARDS(1956), RICHARDS y BERNER(1954) RICHARDS y COLEMAN(1952). Es difícil distinguir entre una necrosis causada por la muerte de una célula por deshidratación y la que se debe a la acumulación de constituyentes tóxicos.

Los síntomas de las deficiencias de Potasio, han sido descritos con detalle por BUSSLER(1964) y ULRICH y OHKI (1966).

1.4.4.- DEFICIENCIA DE MAGNESIO.

El magnesio en el suelo:

El contenido de magnesio es del orden de 0,05% para suelos salinos y 0,5% para suelos arcillosos.

La distribución del Mg^{+} en suelos puede considerarse como la del K^{+} dividida en tres fracciones:

- 1ª) No intercambiable
- 2ª) Intercambiable
- 3ª) Formas solubles.

La mayor parte del Magnesio del suelo se encuentra en forma no intercambiable. En principio se pensó que esta fracción no era importante, en relación con el metabolismo de las plantas. (SALMON y ARNOLD, 1963). Experimentos más recientes, sugieren, sin embargo que el Magnesio no intercambiable puede ser más útil de lo que previamente se pensó (CHRISTENSON y DOLL, 1973).

El Magnesio en solución en el suelo, se presenta en concentraciones muy altas, a menudo entre 0,2 y 150 mM. Algunas veces el Magnesio aparece en el suelo asociado con materia orgánica, pero esta fracción es pequeña normalmente y menor del 1% del Magnesio total del suelo.

ABSORCION Y TRANSPORTE:

El Magnesio generalmente es absorbido por las plantas en cantidades más pequeñas que el potasio o el cálcio.

Los efectos de la absorción competitiva tienen una particular importancia para el Magnesio. El efecto competitivo del ión amonio sobre la absorción del Magnesio fue observado por E.G. MULDER (1956). El mecanismo de la competición no está aclarado.

D. MULDER (1950) encontró que altos niveles de Potasio en el suelo provocaban deficiencias de Magnesio.

GRIMME y col.(1974) mostraron también que plantas que se desarrollan con niveles bajos de Potasio en el medio nutritivo, presentaban altos contenidos de Magnesio. Este alto contenido, no puede ser explicado simplemente en términos de "efecto de concentración", que sería el resultado de una baja relación de crecimiento, sino que estaría probablemente originado por absorción de Magnesio a bajos niveles de nutrición de Potasio.

LEGGETT y GILBERT(1969) encontraron resultados parecidos y HALL (1971) comprobó niveles elevados de Magnesio en plantas con deficiencias de calcio.

Aunque como vemos, niveles altos de potasio en el medio nutritivo, a menudo disminuyen la absorción de Magnesio, el aumento del aporte de Potasio afecta de forma distinta el contenido de diferentes órganos de las plantas. VIRO,(1973), ADDISCOTT (1974).

La concentración de Manganeso en el medio nutritivo está relacionada también con la absorción de manganeso. LOHNIS(1960) vio que es posible prevenir los efectos de la toxicidad de manganeso aumentando el nivel de aporte de Magnesio. MAAS y Col.(1969) encontraron evidencias de la disminución de la absorción del Manganeso por la acción del Magnesio.

En algunos aspectos el transporte de Magnesio en plantas se parece al del calcio. Encontramos niveles altos de Magnesio en hojas viejas y hojas jóvenes. El Magnesio como el calcio se mueve hacia arriba, el Magnesio se desplaza en contraste con el calcio, en el floema (STEUCEK y KOONTZ (1970)

FUNCIONES METABOLICAS:

En los tejidos de plantas una gran proporción del Magnesio total, es capaz de moverse por difusión asociado con aniones inorgánicos y orgánicos en forma de malato y citrato. WILLIAMS(1957) observó que la deficiencia de Magnesio provocaba una disminución del ácido málico en un 20% y el ácido cítrico disminuía hasta un 85%.

El Magnesio se asocia también con aniones que no pueden realizar una difusión (KIRKBY y MENGEL (1967).

El papel más conocido del Magnesio es el de que ocupa el centro de la molécula de clorofila. Es el único metal contenido en la clorofila, sin embargo la fracción del Magnesio asociado con la clorofila es relativamente pequeña y sólo del orden del 10-20%. NEALES(1956) La deficiencia de Magnesio no sólo se manifiesta en clorosis sino que provoca una pérdida de los pigmentos amarillos xantofila y carotenos.

Al lado de esta función en la molécula de clorofila el Magnesio se necesita en otros procesos fisiológicos. Un papel importante del Magnesio es como cofactor en casi todos los enzimas que activan los procesos de fosforilación. El Magnesio forma un puente entre la estructura del pirofosfato de ATP o ADP y la molécula del enzima.

Los trabajos de JACOB(1958)sobre el papel del Magnesio estuvieron dirigidos hacia la idea de que el Magnesio actuaba como transportador de fósforo en plantas; también trabajaron sobre esto TRUOG y col.(1947).En realidad lo que ocurre es que el Magnesio tiene una gran importancia en los sistemas enzimáticos que están relacionados con todos los aspectos del metabolismo del Fósforo. No es el único ión que activa la fosforilación. Puede ser sustituido por el Manganeso y en menor cantidad por otros cationes. Sin embargo en la activación de las fosfoquinasas y de las fosfotransferasas el Magnesio es más efectivo (HEWITT,1958).

A parte de su función en la molécula de clorofila, niveles inadecuados de Magnesio en las plantas pueden inhibir la asimilación de CO_2 . El magnesio es tan necesario en la fotofosforilación como en las reacciones de fosforilación. PEASLEE y MOSS(1966) demostraron el efecto beneficioso del aumento de contenido de Magnesio sobre la asimilación del CO_2 .

En la actualidad se está estudiando la relación entre el Magnesio y la RUDP carboxilasa. WALKER(1974).El transporte de electrones por la energía de la luz, se cree que libera protones desde el estroma(TREBST,1974).El estroma así llega a ser más alcalino bajo condiciones lumínicas. Esta liberación de protones estaría acompañada de un intercambio de Magnesio desde los compartimentos de tilacoides. PORTIS y HELDT(1976)proponen que un aumento

en el estroma de 3-5 mM de Magnesio sería suficiente para aumentar la afinidad de la RU5P carboxilasa por el CO_2 . Es conocido el hecho de que la RU5P carboxilasa no actúa durante la noche, sólo de día y se sugiere la posibilidad de que este efecto podría ser inducido por cambios en niveles de Magnesio en el estroma.

Parece que cuando se produce en las plantas una reducción de Nitratos en hojas, la reducción del Nitrito a amoníaco, puede jugar un papel muy significativo en la regulación del equilibrio iónico en los cloroplastos. La reducción de los nitritos probablemente ocurriría en la parte exterior de las membranas de los tilacoides (HEWITT, 1975). En este proceso, se produce un OH^- por cada nitrito reducido.

Este efecto alcalinizante es muy conocido a nivel de planta completa y provoca una acumulación de aniones orgánicos (KIRKBY y KNIGHT, 1977). En los cloroplastos de la reducción de nitritos podría esperarse un aumento del efecto de la luz ya descrito por un aumento del pH del estroma y por eso inducir un mayor flujo de cationes dentro del estroma, desde el citoplasma y tilacoides, se produce el equilibrio de la carga de aniones orgánicos.

El metabolismo del Nitrógeno, está también influenciado por la nutrición de Magnesio.

Generalmente cuando las plantas son deficientes en Magnesio, disminuye la proporción de Nitrógeno protéico y aumenta el Nitrógeno no-protéico. (HAEDER y MENGEL, 1969) De esto se deduce que la deficiencia de Magnesio inhibe la síntesis de proteínas. El efecto podría ser debido a la disociación de los ribosomas en sus sub-unidades en ausencia de Magnesio (TS'0, 1962) TSO, BONNER y VINOUD (1957), WATSON, 1965).

Cuando las plantas maduran, el magnesio pasa de las zonas vegetativas a las semillas.

SINTOMAS DE DEFICIENCIA:

La deficiencia de Magnesio, provoca la aparición de síntomas que difieren algo de unas plantas a otras, aunque existen algunas características generales.

Como ya hemos indicado el Magnesio es un elemento móvil en la planta y los efectos de la deficiencia se observan primero en las hojas viejas, de donde se mueve hacia las hojas jóvenes.

La importancia del Magnesio como nutriente de plantas ha sido discutida por Jacob(1958). La función del Magnesio como constituyente de las clorofilas a y b, determina algunos de los efectos causados por la deficiencia de este elemento. Aparecen zonas intervenales amarillentas que en casos extremos se convierten en áreas necróticas. Mientras que los tejidos vasculares permanecen verdes. La pérdida de la clorofila, es seguida a menudo por la aparición de otros pigmentos.

Un gran nº de investigadores han estudiado los efectos de la deficiencia de Magnesio en los cambios de ultraestructura. Como era de esperar aparecen diferencias marcadas en la estructura de los cloroplastos. En Phaseolus vulgaris los grana se reducen en número, son de aspecto irregular y la separación en compartimentos está reducida o ha desaparecido (THOMSON y WEIER 1962). "In vivo", las concentraciones de clorofila y Magnesio son considerablemente más altas en los cloroplastos que en la célula completa (HEWITT y SMITH, 1975) por eso, la clorosis es el primer síntoma de la carencia de Magnesio.

Puede obtenerse una descripción detallada de los efectos de la carencia de Magnesio en muchas especies y bajo variadas condiciones, de los trabajos de WALLACE(1961) y EMBLETON (1966).

1.5.- ALCALOIDES

El término alcaloide se aplica a compuestos de Nitrógeno producidos fundamentalmente por plantas superiores, pero también por organismos inferiores y algunos animales, insectos, BUTENANDT y col. (1940), peces, RUGIERI (1976).

En la actualidad se considera que hay unos 6.000 compuestos con propiedades alcaloídicas, hace 20 años, los alcaloides conocidos eran alrededor de 800. Considerados como "productos secundarios" del metabolismo, el término "producto secundario" ha sido materia de discusión en esta época de avances tan rápidos. Los límites del metabolismo secundario no se conocen bien. Se les dió gran importancia en un principio a estos productos: compuestos que aparecían en especies y no jugaban un papel fundamental en el metabolismo. Sin embargo esta idea puede ser debida a desconocimiento. GEISSMAN y CROUT (1969) señalaron que sólo hace dos décadas el ácido shikímico era considerado como un producto exótico del *ILLICIU* RELIGIOSUM y más tarde ha sido detectado como un compuesto clave en la biosíntesis de compuestos aromáticos.

Se llamaban "productos secundarios" a compuestos que eran derivados de los productos primarios. Esta definición resulta válida para la mayoría de los alcaloides, cuyos átomos de C y N derivan de los aminoácidos de las proteínas. También sirve este concepto para compuestos cianogenéticos, taninos, etc... Sin embargo es esencial hacer notar que muchos productos secundarios, incluidos algunos alcaloides, tienen su propia vía de biosíntesis que no está directamente relacionada con el metabolismo primario.

No es raro que estos productos secundarios sean sintetizados en diferentes plantas por dos caminos distintos: p.e. el ácido nicotínico puede formarse por degradación del triptófano o ser sintetizado a partir del a. aspártico y gliceraldehído.

El gran aumento del n° de productos secundarios conocidos se debe al correspondiente incremento de nuestro conocimiento del metabolismo secundario estimulado por los avances en las técnicas usadas en investigación. En menos de tres décadas se han resuelto un gran n° de vías de biosíntesis de productos secundarios, aunque el desarrollo de la Enzimología correspondiente, apenas ha empezado. Constituyen un campo de experimentación muy importante, los problemas citológicos relacionados con el lugar de formación de los productos secundarios, transporte y almacenamiento relacionados íntimamente con la diferenciación celular, LUCKNER y col. (1977).

Como estos productos son tóxicos para el protoplasma, es necesario colocarlos en compartimentos aislados, SCHNEPP (1973). Las membranas semipermeables de transporte unidireccional, juegan el papel más importante a este respecto, a su vez las membranas pueden participar también en la síntesis de productos secundarios.

Los alcaloides son sustancias básicas que contienen como núcleo principal de su estructura un heterociclo nitrogenado. La biosíntesis de los alcaloides fué estudiada ya en 1931 por WINTERSTEIN y TRIER, que demostraron que los alcaloides eran derivados de los aminoácidos. Existe un grupo de compuestos (terpenoides y esteroides) que llevan nitrógeno, cuya procedencia se discute todavía. Debido a este nitrógeno se estudian entre los alcaloides, a pesar de no ser derivados de aminoácidos. Por último se llaman "protoalcaloides" un grupo de sustancias sencillas que contienen Nitrógeno. A ellas pertenecen, entre otras, las aminas "biógenas" que proceden de la descarboxilación de aminoácidos y sus derivados oxidados, alquilados o acilados, HESS. (1980). Los alcaloides han sido considerados como el resultado de alteraciones en las vías metabólicas de plantas y animales, WALLER y NOWACKI (1978).

Durante los últimos años, ha aumentado mucho el interés sobre el posible uso de la química y la bioquímica en la sistemática de plantas.

A principios de siglo, GOHLKE (1913), MEZ y GOHLKE (1913) y MEZ y ZIENGENSPEK (1926) trataron de aplicar reacciones serológicas para establecer una relación sistemática entre plantas. La idea de la combinación de los caracteres químicos y morfológicos fué desarrollada primero por MOLISCH (1933) y MC NAIR (1930). Encontraron grandes críticas porque su clasificación no satisfacía a botánicos, químicos orgánicos y farmacéuticos, cada uno de ellos veía el problema desde su propio punto de vista: HUGHES y GENEST (1973) SWAIN (1966), GIBBS (1974).

La utilización de los productos secundarios en el establecimiento de las relaciones filogenéticas representa una clara ventaja sobre el uso de compuestos primarios, ya que las diferencias en los compuestos secundarios son diferencias cualitativas, mientras que las diferencias en las concentraciones de compuestos primarios, son diferencias cuantitativas que dependen tanto de los factores ambientales como del control genético.

La idea de que los alcaloides no tenían valor para una clasificación taxonomica fué sostenida firmemente hasta hace pocas décadas. Sin embargo, en los últimos años, se han acumulado los datos suficientes que harían posible una clasificación de las plantas, según la distribución de sus alcaloides.

Es fácil establecer que una planta contiene alcaloides, pero es difícil decir que una planta no los contiene; hay plantas que no dan reacción con los agentes comunmente utilizados para detectar los alcaloides, pero pueden contenerlos en forma de compuestos, y también puede suceder que los produzcan pero los degraden tan rápidamente que den una reacción negativa falsa.

Algunas plantas producen dos o más tipos de alcaloides. En algunos casos todos los tipos derivan del mismo precursor, mientras que en otros casos, no sucede esto, BU'LOCK (1965). Sería necesario recoger más información

sobre la biosíntesis y el catabolismo de los alcaloides para poder hacer un estudio químico-taxonómico basado en su distribución.

Una de las características del metabolismo secundario es su dependencia de los estados de desarrollo filogenético de los organismos que los producen. En los organismos unicelulares, las células después de una fase rápida de división pueden pasar a un estado de especialización en el que producen productos secundarios.

En los organismos pluricelulares la formación de los productos secundarios aparece como una característica de ciertos órganos o tejidos durante periodos restringidos de su desarrollo y especialización. Esta fase puede ser debida a la formación de enzimas que sintetizan productos secundarios, demostrándose que el metabolismo secundario es el resultado de un proceso de diferenciación, LUCKNER (1971), LUCKNER y col. (1977).

Las características metabólicas de un organismo son controladas por sus enzimas específicos que a su vez son controladas por genes. En 1941 BEADLE y TATUM hicieron unos estudios con un organismo muy sencillo, que resultaba admirable para este propósito, "Neurospora crassa", el hongo rosa del pan. Este hongo al ser irradiado con rayos x perdía la capacidad para sintetizar ciertos aminoácidos. Era posible cultivar este hongo en un medio al que se añadían las sustancias que el organismo era incapaz de producir.

Las plantas superiores son extremadamente difíciles de cultivar en un medio con sustancias orgánicas como suplemento. Una planta que carece de la habilidad para sintetizar un producto esencial, es incapaz de sobrevivir, por eso la búsqueda genética de sustancias esenciales es difícil. Sin embargo era posible investigar los problemas de la herencia relacionados con la capacidad para acumular compuestos que tienen una importancia secundaria en las plantas. Los alcaloides son sustancias de este tipo, metabolitos secundarios. Algunas de las plantas mutantes, eran más difíciles de cultivar que la planta original, pero casi siempre se podía conseguir en invernadero MOTHES (1960), BÜHN (1969).

Desde los primeros estudios sobre alcaloides, se puso en evidencia un rasgo común a la mayoría. Normalmente las plantas productoras de alcaloides producen no sólo un compuesto sencillo, sino series de sustancias relacionadas químicamente.

La adormidera produce morfina, y también tebaina, papaverina, codeína, así como otros compuestos de estructura similar, MANSKE y HOMMES (1975).

Las plantas de Tabaco producen no sólo nicotina, sino también nor-nicotina, anabasina y una serie de alcaloides relacionados. Las estructuras tan parecidas de los alcaloides parecen sugerir, que hay productos intermedios y productos finales de la vía biosintética.

En los géneros de plantas productoras de alcaloides, algunas especies no contienen alcaloides o los contienen en muy baja proporción, se consideran plantas "pobres" en alcaloides. Por ejemplo en el género Lupinus encontramos dos tipos "amargo" rico en alcaloides y "dulce" que es una variedad pobre. En el género Nicotiana, se sabía desde hace mucho tiempo que ciertas especies, N. tabacum, N. rústica, N. glauca, eran ricas en alcaloides, mientras que otras especies, como N. alata era extremadamente pobre. Si no hubiera sido por la relación botánica con las otras especies es probable que no se hubiera relacionado esta planta con la producción de alcaloides. Un examen cuidadoso de N. alata reveló que esta especie también produce alcaloides, pero en contra de lo que sucede con otras especies de Nicotiana, los alcaloides son rápidamente degradados a sustancias no alcaloides.

En un cruce de N. alata con una planta rica en alcaloides, en la primera generación, los vástagos son como N. alata, pobres en alcaloides, GOOD SPEED (1959).

En Lupinus, las plantas ricas en alcaloides son dominantes, en Nicotiana recesivas. El bajo nivel de alcaloides en Lupinus es debido a una interrupción de la vía biosintética, mientras que en Nicotiana, el alto nivel de Nicotina es causado por un defecto en la degradación de la Nicotina.

ROMEIKE (1958) realizó un cruce afortunado entre Datura ferox y Datura Stramonium. D.ferox es una planta pequeña, sensible a los virus que produce cantidades de alcaloide pequeñas también, este alcaloide es la hyoscina. La otra planta, mucho mayor, que no es sensible a los virus y contiene una gran cantidad de alcaloide, hiosciamina. La diferencia entre los dos alcaloides está en el grado de oxidación. La hioscina es el epóxido de la hiosciamina. Son necesarias por lo menos tres reacciones para conseguir la oxidación.

La generación F1 heredó el alto nivel de alcaloides de D.stramonium y la capacidad de oxidación de D.ferox. En nuevas series de experimentos ROMEIKE (1961) (1962), estableció que la hiosciamina es el primer alcaloide sintetizado y que se transforma en hioscina sólo en las plantas que poseen el sistema enzimático correcto (se sugiere que son tres enzimas gobernados genéticamente).

Aunque el nivel de la biosíntesis de alcaloides está controlado por genes, encontramos notables fluctuaciones en las concentraciones de alcaloide producidas por planta debido a las influencias ambientales, MIKA (1962)

Las condiciones ambientales afectan al crecimiento general de la planta tanto como a la formación de los alcaloides.

Como la fijación del CO_2 y el crecimiento dependen directamente de la luz, cabe esperar notables diferencias en la producción de metabolitos secundarios en plantas, bajo condiciones de luz variables.

Aunque la biosíntesis de un gran nº de alcaloides se realiza exclusivamente en las raíces, sin embargo la luz actúa como factor indirecto.

SCHMID, (1948) encontró que las semillas de Nicotiana tabacum producían plantas con más nicotina si germinaban en la oscuridad que en la luz.

Los alcaloides de las leguminosas, se sintetizan principalmente en las partes aéreas de las plantas WALLENBROCK (1940) en experimentos con semillas de lupinus demostró que la síntesis de los alcaloides de las plantas crecidas en la oscuridad era menor que las plantas que crecían en la luz, con la excepción de ricinus comunis.

Las plantas de tabaco fueron sometidas por TSO y col. (1970) en una serie de experiencias a fotoperiodos largos y cortos seguidos de una irradiación de 5 minutos roja o infrarroja, cada día. Las plantas que recibieron 16 horas de fotoperiodos, tuvieron una concentración de alcaloides mucho más alta que los que recibieron sólo ocho fotoperiodos. Fué significativo que el mayor contenido en alcaloides totales se encontró en plantas que recibieron luz roja, más que infrarroja cada día. La acción fué inversa para el contenido total de fenoles.

Intimamente relacionados a los experimentos de la intensidad de la luz están los fenómenos de crecimiento de las plantas a distintas latitudes geográficas. SOKOLOV (1952) encontró que la *Atropa belladonna* de la península de Crimea, contenía 1,3% de alcaloides, mientras que en Leningrado sólo poseían de 0,4 a 0,6 %. Datos similares obtuvo con otras plantas como *Datura stramonium*, *Hyoscyamus niger*.

Junto a la luz y la temperatura, hay que tener en cuenta la humedad del suelo. El efecto se ilustró dramáticamente al encontrar que el árbol de la quina no produce quinina durante la estación de las lluvias.

WEEKS y col. (1974) realizaron experimentos con semillas de *Nicotiana tabacum* germinadas a diferentes temperaturas. Estudiaron la riqueza en alcaloides desde los 16 - 32° C. El mayor contenido se encontró a los 27°.

Como los alcaloides son compuestos que contienen nitrógeno, el aporte de este elemento tiene que jugar un papel muy importante en la biosíntesis y regulación de los alcaloides en las plantas. Hay que distinguir dos clases de experimentos: De corta duración ("short time") realizados con distintos niveles de Nitrógeno, y experimentos largos ("long time") (una estación completa). En este 2º tipo, al extremar las condiciones del cultivo, se acabó con la muerte de la planta. Hay publicados pocos ejemplos de experimentos de "corta-duración", relacionados con el papel del nitrógeno. Uno es el de MOTHES, publicado en 1928. En este experimento, las plantas de *Nicotiana*,

se hicieron crecer bajo tres niveles diferentes de Nitrógeno. La producción de alcaloides aumentó rápidamente con la adición del primer nivel de Nitrógeno, pero al añadirle más, descendía la cantidad total. Esto podía esperarse de un alcaloide como la nicotina en el que la relación C:N decrece en el estado final de la formación del alcaloide de 11:3 a 10:2. Lo mismo sucedería en el caso de los alcaloides del tropano y lupinus. Este experimento fue confirmado por NOWACKI Y col. (1976).

WEYBREW y col. (1974) realizaron un estudio sobre los cambios bioquímicos de las plantas del tabaco, *N. tabacum*, respecto al crecimiento, maduración y senescencia durante un periodo de 6 años.

El metabolismo del nitrógeno es dominante durante el crecimiento activo y existe una complicada relación entre la reducción de los nitratos y la glicolisis que es el precursor directo de la biosíntesis del almidón, éste se acumula sólo cuando las reservas externas de nitrato se han agotado. Los factores climáticos como la cantidad total de lluvia, producen modificaciones en el contenido de nicotina, almidón y azúcares.

El segundo nutriente mineral importante es el potasio. La falta de potasio suele provocar un aumento en el porcentaje de alcaloides por planta, mientras que la cantidad total por planta, normalmente disminuye. JAMES (1950), DAFERT y SIEGMUND (1932) y EL-HAMIDI (1965) han publicado trabajos sobre alcaloides del tropano.

El efecto del fósforo es menos espectacular y es inverso al del potasio. Un aumento del nivel de Fósforo en la fertilización, aumenta los alcaloides en porcentaje y cantidad total MIRONENKO (1965) (1975).

Los efectos de los micronutrientes sobre la producción de nicotina en plantas de *Nicotiana tabacum*, han sido estudiados por TSO y col. (1973) TSO (1972). Algunos elementos como Ba, Cu y Pt aumentan el contenido de Ni cotina, otros tienen un efecto menos pronunciado (Ni, Rh, Ag, Sn) y el Zn disminuye el contenido de nicotina.

Se han desarrollado un gran nº de técnicas, para determinar donde tiene lugar la síntesis de los alcaloides. Las más utilizadas han sido: 1) Injertos de plantas que producen alcaloides sobre raíces de plantas que no las producen. 2) Injertos de plantas que no producen alcaloides, sobre raíces de plantas productoras. 3) Administrando compuestos con isótopos a cultivos de tejidos estériles "in vitro". 4) Estudios con órganos aislados. 5) Utilizar microtécnicas químicas, para identificar el lugar de la síntesis.

Los métodos de injertos, considerados como los mejores, no están libres de errores. Puede suceder que la parte aérea de la planta forme raíces adventicias que no resulten visibles. Tampoco está comprobado que cuando una parte aérea, crece sobre una raíz de otra planta, no llegue a producir los mismos alcaloides que cuando crece sobre su propia raíz. Algunos injertos no tienen éxito, debido a las propiedades muy tóxicas de las plantas que intervienen en el mismo, NOWACKI y col. (1967). En cambio algunas combinaciones aparentemente extrañas tienen éxito: *Zinnia elegans* crece bien en un injerto con raíces de tabaco, SCHROETER (1955).

El tercer método, cultivos de tejidos "in vitro", a menudo falla porque es difícil conseguir una solución nutritiva capaz de servir de soporte de crecimiento y producir a la vez, alcaloides, normalmente.

El cultivo de órganos aislados con un sustrato con isótopos, también presenta dificultades, pues los sustratos que serían necesarios, pueden resultar tóxicos.

Es un hecho reconocido que el grupo de alcaloides más estudiado es el de la familia de las Solanáceas. Las publicaciones relacionadas con el lugar de la síntesis de los alcaloides, es enorme, vamos a tratar de señalar las más importantes.

Los alcaloides del género Nicotiana, se sintetizan predominantemente en las partes jóvenes de las raíces, por lo tanto está asociado al metabolismo de crecimiento y división de las células de las raíces. SOLT (1957 a) (1957, b), trabajando con raíces aisladas confirmó que las raíces eran ca-

paces de sintetizar alcaloides, cultivándolas en un medio estéril. Resultados parecidos fueron publicados por MOTHES y col. (1957).

En experimentos de injertos de N.rústica o N.tabacum y raíces de plantas sin nicotina como patata, LEYER y SCHMIDT (1910) o tomate, DAWSON (1944) (1951), SOLT y DAWSON (1958), MOTHES (1955) (1969) encontraron que los vástagos no contenían alcaloide o contenían una cantidad considerablemente reducida, DAWSON y OSDENE (1972). En el mismo experimento vástagoas de tabaco injertados a raíces de tomate, contenían nicotina sólo en las hojas más bajas y en cantidades comparables a las que tenía el vástago en el momento del injerto.

N.glauca produce nicotina y anabasina, los autores mencionados, establecieron que la anabasina se forma en la parte del injerto que corresponde a N.glauca, raíz o parte aérea. De lo que se deduce que los alcaloides de Nicotiana con anillo pirrólico, se sintetizan predominantemente en raíces, mientras que la anabasina, un alcaloide piperidínico, se produce en la raíz y en la parte aérea de la planta. Se han encontrado algunos resultados contrarios a éstos, PAL y HATH (1944), aunque la mayoría de los trabajos están de acuerdo en afirmar que la nicotina se forma predominantemente en la raíz.

Resultados similares han sido publicados sobre otras solanáceas, como las del grupo del Tropano HEINE (1942) injertó Datura sobre raíces de Nicotiana rustica y encontró que se acumulaba Nicotina, en lugar de los alcaloides del Tropano. Este descubrimiento fué confirmado por HILLS y col (1946) con injertos Nicotiana-Duboisia. En todos los experimentos, el alcaloide que se acumulaba era el producido en la raíz. Las Solanáceas son una familia que se presta muy bien a este tipo de experimentos porque algunas especies de esta familia producen diferentes tipos de alcaloides y en cambio otras no producen ninguno. Así los géneros Nicotiana y Datura son capaces de producir alcaloides derivados de la ornitina, mientras que Solanum puede acumular glicoalcaloides y Cyphomandra prácticamente no los produce.

El lugar de la biosíntesis de los alcaloides del Tropano está bien documentado en una serie de publicaciones de ROMEIKE (1953) (1956) (1959) (1964). Injertó especies de plantas productoras de alcaloides (*Datura ferox*, *D. stramonium*, *D. innoxia* y *Atropa belladonna*) sobre raíces de plantas que no los producen, *Cyphomandra betacea*. También efectuó el tipo de injerto contrario, y realizó injertos entre plantas que producen diferentes tipos de alcaloides, p.e. injertó *Datura ferox* que produce predominantemente hioscina con *D. stramonium*, que produce hiosciamina preferentemente. En todos los casos cuando las raíces pertenecían a especies productoras de alcaloides, el vástago contenía alcaloides, sin embargo cuando la raíz era de una planta sin alcaloides, el vástago tampoco los contenía.

El vástago de *Datura ferox* transformó hiosciamina en hioscina. En cambio el vástago de *Datura stramonium*, no fué capaz de transformar los alcaloides y acumulaban el mismo tipo que se producía en la raíz; de forma parecida, el vástago de *Cyphomandra* no pudo realizar la transformación: acumuló sólo hiosciamina; por ésto parece justificado establecer que el alcaloide formado en la raíz para todas las *Datura* y *Atropa* es la hiosciamina, la cual puede ser transformada en hioscina en el vástago aéreo de *Datura ferox*.

Existe un método de análisis aplicado en algunos laboratorios llamado "sangrado de la savia" ("bleeding sap"). Se han utilizado distintas especies de *Nicotiana* y *Datura* con el objeto de establecer el lugar de formación de los alcaloides y la forma en que son transportados a través de la planta. MOTHES y ENGELBRECHT (1941) confirmaron el descubrimiento de DAWSON (1941) de que los alcaloides de la *Nicotiana* eran transportados rápidamente desde las raíces, a los tallos y las hojas, el transporte hacia arriba se realizaba en los tejidos del xilema, mientras que hacia abajo, tenía lugar a través del floema.

Usando métodos de microtécnicas químicas, CHOJECKI (1949) estableció que la nicotina era distribuída por toda la planta del tabaco. Encontró que la epidermis de las hojas, era el tejido más rico, mientras que el cilindro central de la raíz era el más pobre.

Podemos concluir diciendo que los alcaloides de las Solanáceas son sintetizados predominantemente en las raíces y transportados a través del xilema hasta las partes aéreas de las plantas.

Es interesante hacer notar que los alcaloides de las Solanáceas pueden ser degradadas en la planta que los produce y en otras especies.

Se han propuesto numerosos papeles para los alcaloides en las plantas: 1ª) Productos finales del metabolismo, productos de desecho. 2ª) Reserva de Nitrógeno, 3ª) Agentes de protección de las plantas contra ataques de depredadores. 4ª) Reguladores del crecimiento 5ª) Sustitutos de los minerales en las plantas. De todos estos apartados el 2ª y el 5ª parecen ser los menos probables.

La estructura de algunos alcaloides, similar a la de las hormonas que estimulan el crecimiento, hizo pensar que al menos algunos alcaloides podían jugar un papel como reguladores del crecimiento en las plantas.

El ejemplo más conocido de un alcaloide que inhibe la división de las células en las plantas, es la colchicina. Este alcaloide, muy activo sobre muchas especies, no produce ningún efecto en *Colchicum autumnale*. Los alcaloides de *Senecio* y *Crotalaria*, pueden causar la ruptura de los cromosomas en gran número de organismos, principalmente animales, pero son inofensivos para las especies que los producen. Cuando un alcaloide resulta venenoso para una planta extraña, la planta que lo produce tiene un sistema hormonal que puede operar a pesar de la presencia del alcaloide. WALLER y BURSTROM (1969), demostraron que ciertos alcaloides terpénicos de *Delphinium ajacis*, ejercían una inhibición del crecimiento sobre el cambium del guisante.

En unos estudios realizados sobre la relación entre el ácido giberélico y los alcaloides diterpenos, LAWRENCE y WALLER (1973,a) demostraron que los alcaloides diterpénicos de *Delphinium ajacis*, inhibieron la acción del GA_3 en bioensayos sobre el hipocotilo de calabaza.

La notable traslocación de la ricinina desde las hojas senescentes hasta las semillas maduras, suscita preguntas acerca de la posible función de este alcaloide en la germinación de las semillas, SKURSKY y WALLER (1969).

En una serie de experimentos en cultivos estériles se ha establecido que existe una relación entre ácido nicotínico y ricinina, WALLER y NAKAZAWA (1963).

Ciertos precursores de alcaloides, como derivados del Indol, purinas y ac. nicotínico tienen poder como estimulante del crecimiento, y algunos, como ciertos derivados de fenil-alanina y tirosina son inhibidores. La conversión de estos compuestos en alcaloides podría significar una desactivación del proceso.

Un instrumento útil para la experimentación fué el crecimiento de plantas con niveles de alcaloides alterados genéticamente. Se consiguieron variedades de Atropa, Datura y Papaver con más de tres veces, su contenido normal de alcaloides, MOTHES y ROMELKE (1954). Estas plantas crecen más lentamente y son más sensibles a las condiciones ambientales desfavorables. En 1930, se encontraron plantas de Lupinus mutantes, pobres en alcaloides, tan fuertes como el tipo salvaje. Un examen cuidadoso de las semillas dió como resultado un coeficiente de reproducción bajo para las mutantes, NOWACKI y KAZIMIERSKI (1971). En las plantas existe un equilibrio entre los diferentes compuestos, al cambiarlo se deteriora su vitalidad.

Parece que al menos en el sentido clásico, los alcaloides no son compuestos reguladores de crecimiento, pero tampoco se sabe exactamente, cuál es su papel.

Algunos alcaloides, como la quinina y otros alcaloides de la quina, han sido utilizados durante siglos como antiprotozoos, en cambio tienen poca actividad sobre los mamíferos. Se pensó que podrían actuar sobre otros microorganismos. Un gran número de hongos saprofitos y patógenos crecieron en un medio con alcaloides de Lupino tan bien como en el medio control, NOWACKI (1958). Los alcaloides a baja concentración incluso estimularon el

crecimiento. El hongo saprofita *Aspergillus niger*, no sólo creció en un medio rico en alcaloides sino que incluso los utilizó como sustrato. Resultados similares fueron obtenidos por NOWACKI (1961) y MASSINGILL y HODGKINS (1967).

Así como la mayoría de los alcaloides no afectan a microorganismos parásitos, hay probablemente un número de parásitos que atacan sólo a especies que no contienen alcaloides.

La invasión por *Fusarium*, de los tubérculos de patata puede ser prevenida por alcaloides. La solanina a concentraciones de 500 p.p.m. es un factor de resistencia del fruto verde del tomate a *Colletotrichum phomoides*. La tomatina y la tomatidina podrían jugar un papel de resistencia a la infección causada por *Fusarium oxysporum* f. *Lycopersici*, (KERN, 1952).

En la mayoría de los casos, la resistencia es causada por otros factores, tanto como por la acción de los alcaloides, como diferencias en la estructura de la pared de las células, acumulación de compuestos fenólicos o una habilidad para formar capas de suberina alrededor del punto de infección. La mayoría de los alcaloides no producen ningún efecto sobre hongos, en experimentos "in vitro". Por ésto parece justificado pensar, que cuando una planta rica en alcaloides no es atacada por un parásito, la razón de su inmunidad, no es la presencia de alcaloides.

Las plantas en algunos casos, presentan resistencia a los virus. Esta resistencia puede ser causada por dos factores:

- a) La célula no aporta el material necesario para la replicación de los ácidos nucleicos y proteínas del virus.
- b) El vector del virus, normalmente un insecto, procura evitar esa planta a causa de ciertas propiedades químicas o mecánicas.

Se conoce bien la especificidad de los virus de las plantas. Hay un amplio espectro de especies y géneros, que pueden ser atacadas por el mismo virus, aunque existen excepciones. Los virus se desarrollan lo mismo en

una planta rica en alcaloides que en una planta pobre, pero en algunos casos, sólo se ven afectadas plantas con un definido grupo alcaloídico.

El virus del mosaico del tabaco, infecta distintas especies de tabaco, pero los síntomas de la enfermedad son muy distintos: N. tabacum aparece en forma rápidamente, la infección se extiende a toda la planta y se forma el típico mosaico, N. glauca, tiene sólo manchas necróticas, aparentemente no está enferma, el desarrollo y la producción de semillas no se retrasa.

Un caso similar se encontró en especies mediterráneas de Lupinus, Lupinus digitalis, L. albus y L. luteus fueron víctimas de una infección virásica. Las plantas infectadas tenían un incremento importante de arginina libre y generalmente morían antes de producir semillas, mientras que el mismo virus prácticamente no producía síntomas en L. mutabilis de América del Sur, especie que posee una serie diferente de alcaloides (NOWACKI y WALLER, 1973). No existe una evidencia clara de que los alcaloides estuvieran relacionados con esta resistencia, pero es posible que así sea.

La acción mutágena de un gran número de plantas, bacterias, insectos y mamíferos es muy conocida, pero nunca un alcaloide produce una mutación en la planta de que procede. Esto puede deberse a que los alcaloides normalmente se depositan en las vacuolas, fuera del alcance de los centros activos de las células.

La evidencia de la actividad de los alcaloides, en el mecanismo de reproducción del D.N.A. es impresionante. Algunos alcaloides han sido utilizados como drogas para la inhibición del desarrollo de tumores cancerosos en animales, incluso en seres humanos, KUPCHAN y BY (1968). KUPCHAN (1975), algunos tienen propiedades alucinógenas (SCHULTES, 1975), WALL (1975), HOFFMAN y col. (1975), efectos antimicrobianos, MITSCHER (1975), neurotoxinas RESSLER (1975) y actúan como compuestos teratogénicos, KUC (1975) y alergénicos, MITCHELL (1975).

Existe un gran interés por los aspectos químicos y bioquímicos de la Ecología. Hablando de los productos secundarios de las plantas cabría preguntarse si hay alguna justificación para suponer que estos compuestos tienen

un papel ecológico. Sabemos poco de los compuestos secundarios por lo que una respuesta general a esta pregunta no es posible. Pero tampoco existe ninguna razón para suponer que la bioquímica de las plantas sea objeto de menores presiones de selección ejercidas por su entorno, que la fisiología o la morfología. Cabe pensar que durante el curso de la evolución millones de productos secundarios han sido sintetizados por diferentes especies de plantas y cuando un determinado producto, ha conferido a la planta que lo contenía alguna ventaja, esta planta y sus vástagos y el producto secundario mismo, serán conservados.

El mismo entorno que rodea las plantas no es estático y los factores vivos y no vivos que ejercen presiones de selección varían de lugar en lugar y de época en época. En una misma época, una especie determinada puede crecer en varios hábitats diferentes, que ejercerán presiones diferentes, orientando la evolución hacia la aparición de divergencias entre las especies. Pueden aparecer caracteres químicos distintos o sólo diferencias en rasgos morfológicos. Es posible también que un producto secundario, pueda sobrevivir en una planta no porque le confiera alguna ventaja a la planta sino porque los genes que controlan esta síntesis, están íntimamente relacionados, en el mismo cromosoma, con genes que determinan otro carácter que aporta una ventaja importante en la selectividad. BELL (1978) sugirió que las plantas sintetizan una gran cantidad de compuestos secundarios, mayor que los animales, porque su inmovilidad física hace que no puedan escapar a los depredadores y por ésto desarrollan una defensa química contra éstos. Esto no es cierto del todo, aunque todas las plantas especialmente las superiores carecen de movilidad, resulta familiar la respuesta de Mimosa pudica, que cierra sus folíolas y baja sus hojas como respuesta a un estímulo físico, encontramos un producto secundario, una hormona, que facilita el movimiento físico, reduciendo la vulnerabilidad de la planta a los herbívoros. SCHILDKNECHT y col. (1978) han identificado esta hormona como un derivado del ac.Gentísico.

Otro ejemplo de producto secundario sintetizado para defenderse una planta contra depredadores, incluso humanos, es la Urtica dioica, los tricomas de esta especie, tienen un extremo que se rompe al tocarlo, penetra en la piel actuando como una jeringa hipodérmica y la mezcla irritante, es inyectada al atacante. Esta mezcla, cuya composición no está aclarada del todo está compuesta por acetil-colina y 5 - Hidroxitriptamina, que son los compuestos identificados hasta ahora SCHILDKNECHT (1977).

1.5.1.- METABOLISMO DE LA NICOTINA

Alcaloides Nicotínicos

Los alcaloides nicotínicos más importantes son: Nicotina, nor-nicotina y anabasina. La nicotina y la nor-nicotina constan de un anillo piridinico y un anillo pirrólico (pirrolidinico).

La anabasina tiene también un anillo piridinico unido a un anillo piperidinico.

DAWSON y col. (1960 a y b) demostraron que el ácido nicotínico, por pérdida del grupo carboxilo, es incorporado, como anillo de la piridina a la nicotina y anabasina. (Fig. I).

Es un hecho reconocido que el ácido nicotínico se forma en las plantas superiores a partir del a. aspartico y un compuesto de tres carbonos, relacionado con el glicerol, probablemente el 3-fosfato-gliceraldehído, GROSS (1969), LEETE (1967 a) (1969 a), aunque la mayoría de los productos intermedios de la biosíntesis, son todavía hipotéticos. El precursor inmediato del ac. nicotínico parece ser el ac. quinolinico. Está demostrado también que el punto en que une el anillo pirrólico al anillo de la piridina es el C-3, en donde se pierde el grupo carboxilo (YANG y col. 1965); SCOTT y GLYNN, 1967). Parece que el anillo piperidinico de la anabasina deriva de la lisina.

Alcaloides derivados de la Ornitina:

Una serie de experimentos realizados con Ornitina marcada con isótopos, han permitido establecer que este aminoácido es el precursor del anillo pirrólico, encontrado en los alcaloides del Tabaco (nicotina, nor-nicotina) y en los alcaloides del tropano (hiosciamina, hioscina, meteloidina).

Alcaloides del Tabaco (Fig. II)

El precursor inmediato de la N-metil-pirrolidina, que es el anillo pirrólico de la nicotina, es el 4-metil-amino-butanal que existe en solución ácida como sal de N-metil-pirrolinio.

La ornitina por descarboxilación forma putrescina y en las raíces del tabaco se detectó una ornitina-descarboxilasa, MIZUSAKI y col. (1973). La N-metil-putrescina se forma de la putrescina y S-adenosil-L-metionina y el enzima que cataliza esta reacción, llamado putrescina-N-metil-transferasa, ha sido obtenido de un extracto de células de raíces del tabaco, MIZUSAKI y col. (1971).

Esta N-metil-putrescina es un precursor del 4-metil-amino-butanal y de las raíces de tabaco se ha obtenido un enzima llamado N-metil-putrescina oxidasa, que cataliza la formación de la sal de N-metil-pirrolinio (MIZUSAKI y col. 1972).

1.5.2.- METABOLISMO DE LA ATROPINA. (Fig. III)

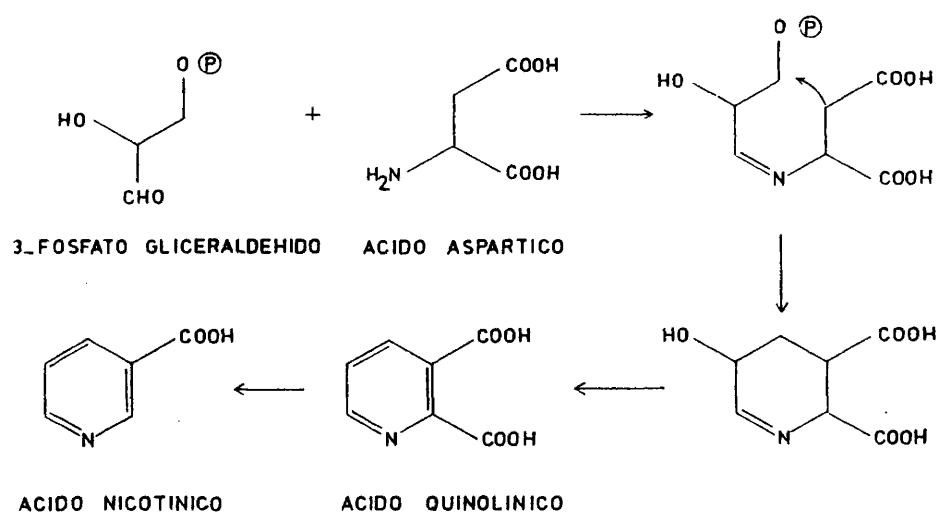
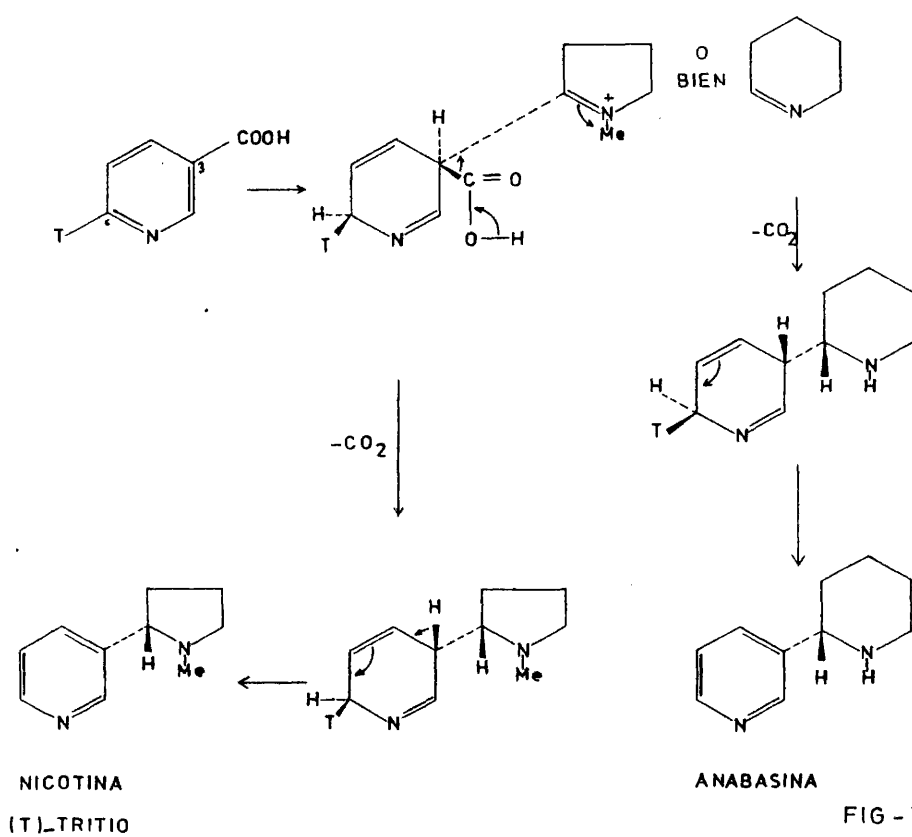
La administración de Ornitina marcada con C-14 a *Datura stramonium*, produjo hiosciamina marcada, LEETE (1962) (1964); LIEBISCH y SCHÜTTE (1967).

La ornitina puede formar por metilación 5-N-metil-ornitina, que se transformaría directamente en hiosciamina o bien por descarboxilación formar la N-metil-putrescina, que es un precursor del esqueleto del Tropano. Por oxidación se formará el 4-metil-amino-butanal y la sal de N-metil-pirrolinio.

El anillo pirrólico se condensa con una cadena de cuatro átomos de carbono, aceto-acetato derivada de dos moléculas de ac. acético, KACZKOWSKI y col. (1961), se forma la higrina, probablemente transformándose en dehidro-higrina, y tropinona y en forma de tropina, va a constituir la hiosciamina, LIEBISCH y col. (1972), O'DONOVAN y KEOGH (1969). La tropina es el anillo que esterificado con el ac. tropánico forma la hiosciamina.

La biosíntesis del ac. tropánico ha sido revisada por LEETE (1973,a) y su formación tiene lugar a partir de la fenil-alanina, LEETE y col. (1975).

La hioscina (escopolamina) es un epóxido de la hiosciamina. Está demostrado por LEETE y LUCAST (1976) que este epóxido se forma a partir de la hiosciamina por pérdida de los dos hidrógenos de los carbonos 6 y 7.

SINTESIS DEL ACIDO NICOTINICONICOTINAANABASINA

SINTESIS DEL ANILLO PIRROLIDINICO DE LA NICOTINA

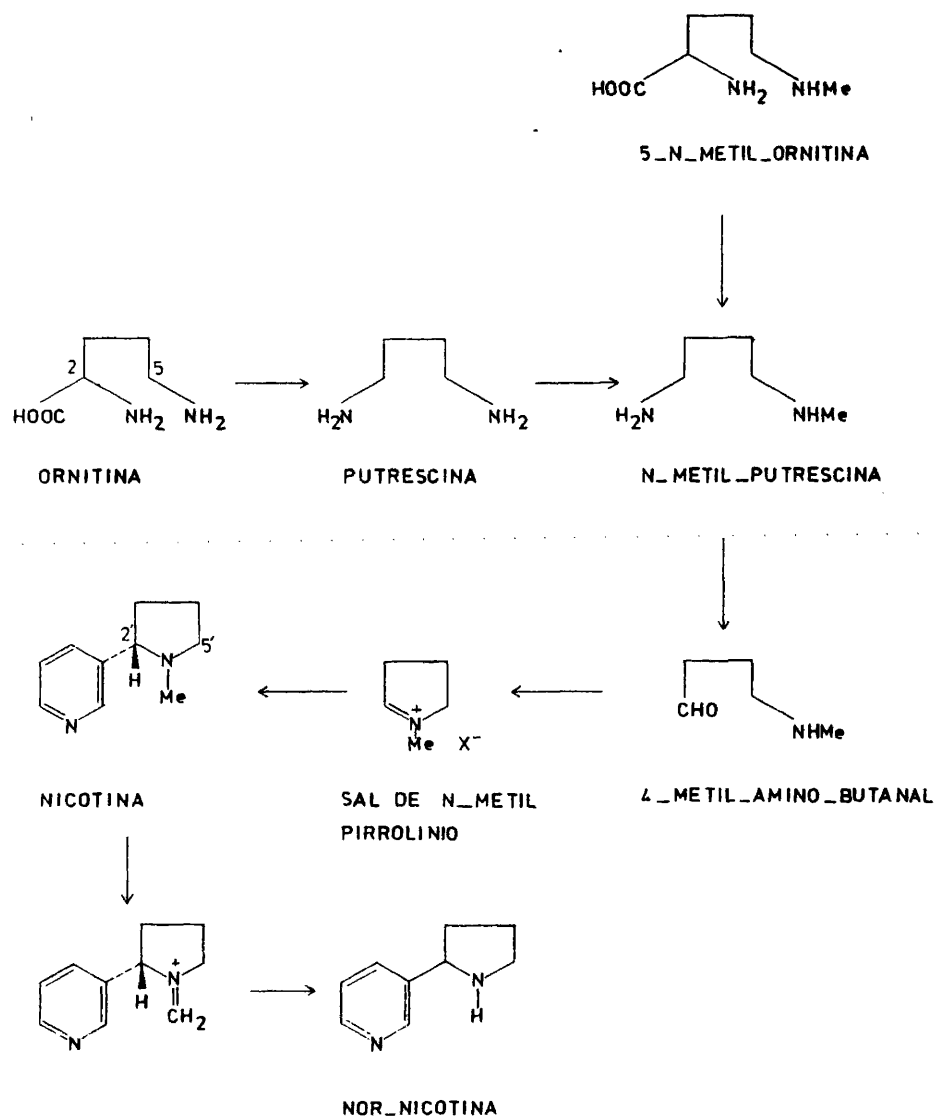


FIG-II

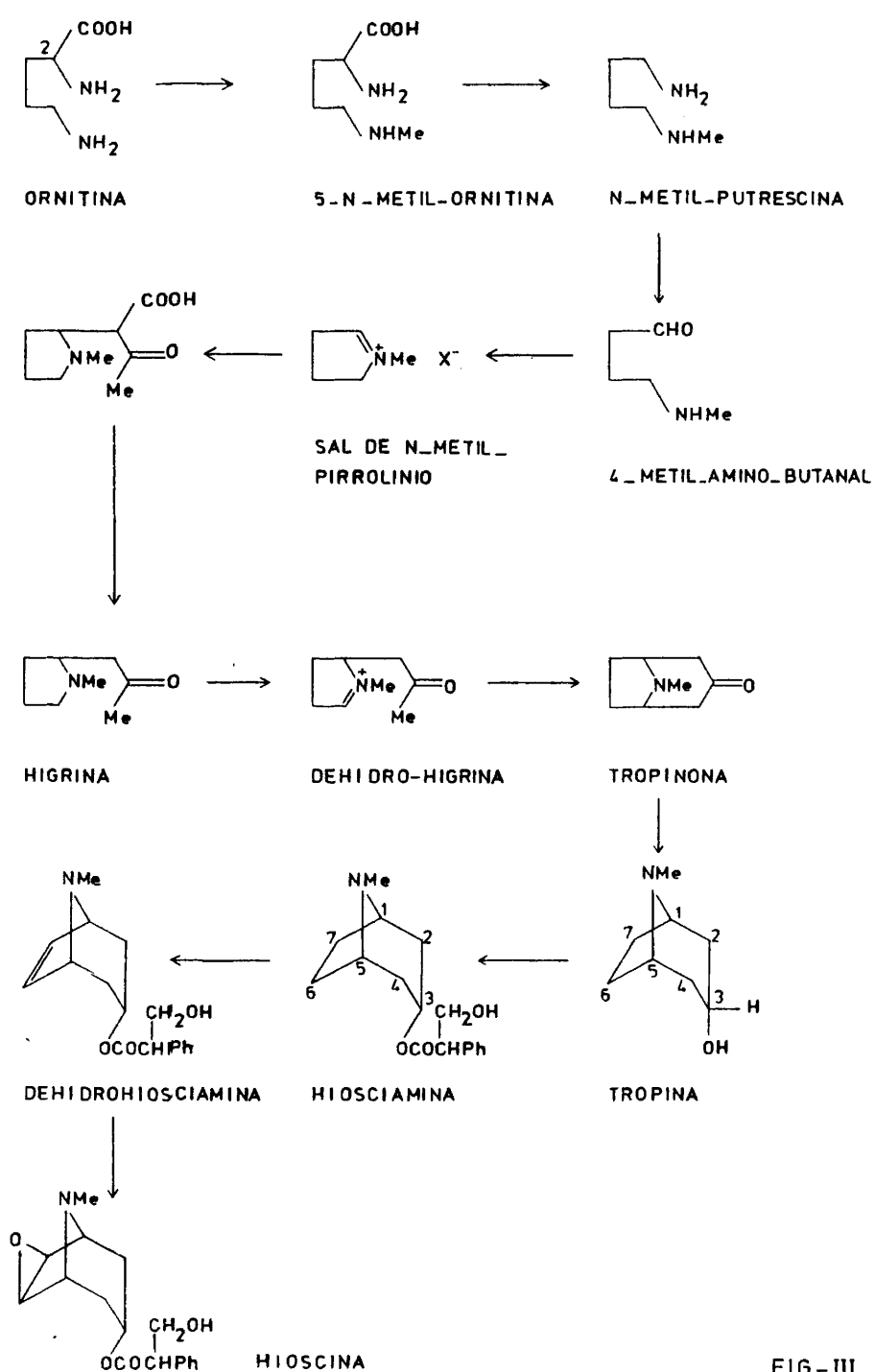
SINTESIS DEL ESQUELETO DEL TROPANO

FIG-III

2.- OBJETO DEL TRABAJO

Existen en la literatura muchos trabajos sobre las deficiencias minerales, tal como hemos expuesto en la parte teórica.

El crecimiento y el metabolismo primario de las plantas se ven fuer-temente afectados por lo general, por estas deficiencias.

Menos conocido es el estudio del metabolismo secundario en las plan-tas alcaloídicas bajo estas condiciones de carencias minerales. En el presen-te trabajo se estudian tres especies alcaloídicas (Nicotiana rustica, Nico-tiana tabacum y Hyoscyamus albus) con carácter comparativo general.

Se han elegido como parámetros para el crecimiento y desarrollo la evolución de las características morfológicas, el curso del crecimiento lon-gitudinal y en peso de las plantas y los estados de floración y de fructifi-cación.

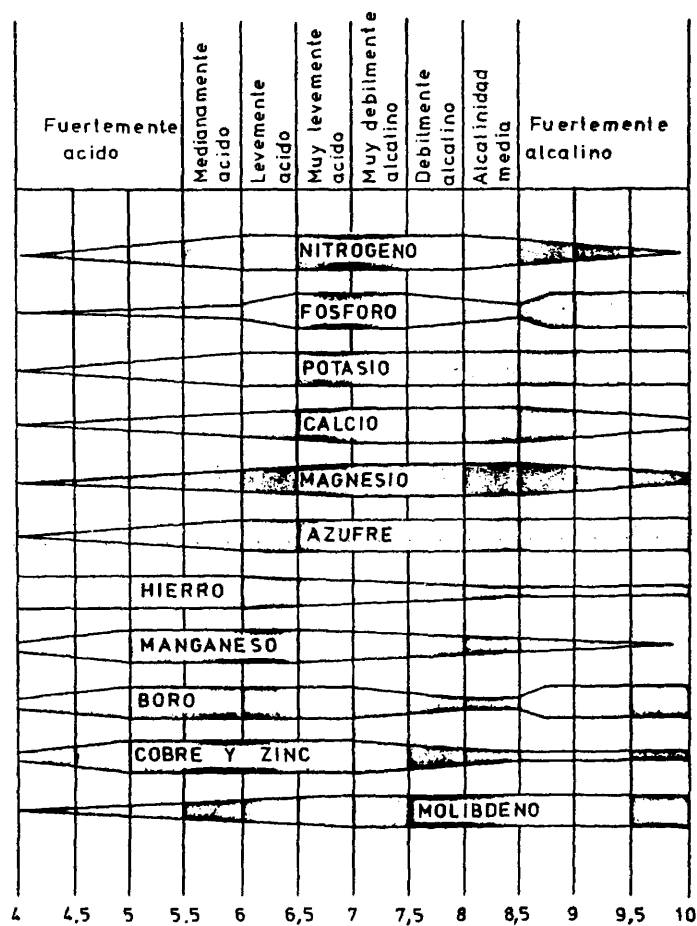
Para el estudio comparativo de los alcaloides se han considerado en todas las variantes experimentales, los niveles totales, por órgano, de Ni-cotina para las especies de Nicotiana y de hiosciamina para Hyoscyamus al-bus.

Este planteamiento nos ha permitido deducir, como se verá luego en el apartado de la discusión de los resultados y de conclusiones, acciones diferenciales de cada carencia considerada, que afectan tanto al crecimen-to como al metabolismo secundario alcaloídico de las tres especies conside-radas.

3.- PARTE EXPERIMENTAL
=====

TABLE I

pH



T A B L A I I

CANTIDADES CRITICAS DE NUTRIENTES EN LAS PLANTAS (STOUT 1961)

Elemento	⁻⁶ 10 6	Conc. en peso seco Atomos/grs. at/g.	p.p.m. 6 g/gr.	Nº relativo de átomos respecto al Mo
Micronutrientes				
Molibdeno		0,001	0,1	1
Cobre		0,1	6	100
Zinc		0,3	20	300
Manganeso		1,0	50	1.000
Hierro		2,0	100	2.000
Boro		2	20	2.000
Cloro		3	100	3.000
Macronutrientes				
Azufre		30,0	1.000	30.000
Fósforo		60,0	2.000	60.000
Magnesio		80,0	2.000	80.000
Calcio		125,0	5.000	125.000
Potasio		250,0	10.000	250.000
Nitrógeno		1.000,0	15.000	1.000.000
Oxígeno		30.000,0	450.000	30.000.000
Carbono		35.000,0	450.000	35.000.000
Hidrógeno		60.000,0	60.000	60.000.000

T A B L A I I I
=====CONDICIONES DE HUMEDAD Y TEMPERATURA

<u>Meses</u>	<u>T. Media Máxima</u>	<u>T. Media Mínima</u>	<u>Media humedad</u>
Febrero	23,5	16,3	45,50° C
Marzo	24,6	17,5	45,37° C
Abril	21,166	15,58	53,62
Mayo	21,705	17,882	58,88
Junio	25,11	22,35	72,76
Julio	28,82	24,676	72
Agosto	29	25,2	72,01

T A B L A I V
=====

ANALISIS QUIMICO DE LA ARENA

<u>Elementos</u>	<u>Técnicas</u>	<u>Riqueza</u>	<u>gs/gr (p.p.m.)</u>
<u>P</u> (P ₂ O ₅)	Colorimetría	0,04%	400 p.p.m.
<u>Mg</u> (MgO)	Complexona	0,1%	1.000 p.p.m.
<u>K</u> (K ₂ O)	Fotómetro de llama	0,25%	2.500 p.p.m.
<u>N</u> (Kjeldal y colorimetría)		0,005%	50 p.p.m.

T A B L A V

SOLUCIONES PATRON (DUTT y BERGMAN, 1966)

	FORMULA	Gramos/litro	Molaridad
A	$\text{NH}_4 \text{H}_2 \text{PO}_4$	23	0,20
B	$\text{NH}_4 \text{NO}_3$	40	0,50
C	$\text{Ca} (\text{NO}_3)_2$	189	1,15
D	$\text{Ca} (\text{Cl})_2$	29	0,26
E	$\text{Mg} \text{Cl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$	41	0,20
F	$\text{Mg} (\text{NO}_3)_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$	51	0,20
G	$\text{Mg} \text{SO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	99	0,40
H	$\text{K} \text{H}_2 \text{PO}_4$	27	0,20
I	$\text{K} \text{NO}_3$	121	1,20
J	$\text{K}_2 \text{SO}_4$	87	0,50
L	Solución stock de microelementos gr/litro agua		
	BO_3H_3	0,72	1,200
	$\text{Cu} \text{Cl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$	0,02	0,012
	$\text{Mn} \text{Cl}_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$	0,45	0,230
	$\text{Zn} \text{Cl}_2$	0,06	0,044
	$\text{H}_2\text{MoO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$	0,01	0,006
M	Fe EDTA. Disolver 1340 mgs. de EDTA (etilen-diamino-tetra-acetato di sódico) en 500 mls. de agua destilada y calentar. Mientras está calien te, añadir 990 mgs de $\text{SO}_4\text{Fe} \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ y agitar vigorosamente.		

PLANTAS CON SINTOMAS DE DEFICIENCIAS DE:

Soluciones patrón	Control	(-) N	(-) P	(-) K	(-) Mg
A	5	-	-	5	-
B	-	-	1	6	6
C	5	-	5	5	5
D	5	21	5	5	5
E	-	-	-	-	-
F	-	-	-	-	-

continúa...

continuación T A B L A V

Soluciones patrón	Control	(-) N	(-) P	(-) K	(-) Mg
G	5	5	5	5	-
H	-	5	-	-	5
I	5	-	5	-	1
J	-	5	-	-	4
L	2	2	2	2	2
M	2	2	2	2	2

Los números representan la cantidad en mls de las soluciones patrón que deben usarse para 1 litro de solución. Cada solución patrón debe añadirse despacio y mezclar bien antes de añadir la siguiente.

NO MEZCLAR O CONTAMINAR LAS SOLUCIONES PATRON.

T A B L A VI

DETERMINACION DE LOS pH DE LAS SOLUCIONES EN LAS MACETAS

	(-) P	(-) N	(-) K	(-) Mg	Control
Día 1	5,2	5	4,6	4,8	4,7
Día 2	5,2	5	4,6	4,8	4,7
Día 3	5,3	5	4,7	4,9	4,8
Día 4	5,4	5,1	4,8	4,9	4,9
Día 5	5,5	5,2	4,9	5	5
Día 6	5,6	5,3	5	5,1	5,2
Día 8	5,9	5,5	5,3	5,5	6

T A B L A VII
-----NICOTIANA RUSTICA

MUESTRA	FECHA TOMA DE MUESTRA	PASE DE CRECIMIENTO	EDAD PLANTAS
0	21 Febrero		0 días
1ª	5 Abril	Vegetativo	24 días
2ª	5 Mayo	Vegetativo	53 días
3ª	20 Mayo	Vegetativo	68 días
4ª	4 Junio	Vegetativo	83 días
5ª	20 Junio	Prefloración	99 días
6ª	27 Junio	Floración	106 días
7ª	4 Julio	Floración	113 días
8ª <u>Floración lote K</u>	16 Julio	Fructificación	125 días
9ª <u>Fructificación</u> <u>lote K</u>	31 Julio	Senescencia	140 días
10ª <u>Senescencia lo-</u> <u>te K</u>	15 Agosto		155 días

Para las plantas deficientes en K el curso del desarrollo estuvo retar-
 dado respecto a los otros lotes y correspondieron respectivamente: Floración:
 125 días, Fructificación: 140 días y Senescencia: 155 días.

T A B L A VIIINICOTIANA TABACUM

MUESTRA	FECHA TOMA MUESTRA	FASE DE CRECIMIENTO	EDAD PLANTAS
0	21 Febrero		0 días
1ª	20 Abril	Vegetativo	41 días
2ª	5 Mayo	Vegetativo	56 días
3ª	20 Mayo	Vegetativo	71 días
4ª	4 Junio	Vegetativo	86 días
5ª	20 Junio	Prefloración	102 días
6ª	27 Junio	Floración	109 días
7ª	12 Julio	Fructificación	124 días
8ª	28 Julio	Senescencia	140 días

T A B L A IX
=====HYOSCYAMUS ALBUS

MUESTRA	FECHA TOMA MUESTRA	FASE DE CRECIMIENTO	EDAD PLANTAS
0	15 Febrero		0 días
1ª	13 Abril	Vegetativo	38 días
2ª	10 Mayo	Vegetativo	65 días
3ª	26 Mayo	Vegetativo	80 días
4ª	10 Junio	Vegetativo	95 días
5ª	25 Junio	Prefloración	110 días
6ª	10 Julio	Floración	116 días
7ª	25 Julio	Fructificación	131 días
8ª	10 Agosto	Senescencia	146 días

3.1.- MATERIALES Y METODOS

3.1.1.- Condiciones del cultivo.

Las experiencias se realizaron en macetas de plástico con arena lavada como sustrato y solución nutritiva completa de DUTT y BERGMAN (1966) para las plantas Control y la misma solución pero en ausencia del elemento cuya carencia se deseaba estudiar (N,P,K y Mg). TABLA n° V. Como parámetros del crecimiento se consideraron las variaciones en los caracteres morfológicos y en los estados de desarrollo y el curso longitudinal y en peso del crecimiento.

Las experiencias se realizaron con tres especies de la familia SOLANACEAS: Nicotiana rustica, Nicotiana tabacum y Hyoscyamus albus.

El cultivo se hizo en el Laboratorio de la Cátedra en las condiciones de Humedad y Temperatura que se detallan en la TABLA n° III.

Las condiciones lumínicas fueron las mismas para los tres lotes de plantas.

SIEMBRA: Las semillas de Nicotiana rustica y Nicotiana tabacum fueron suministradas por la Cátedra de Fisiología Vegetal de la Facultad de Farmacia de Barcelona. Las de Hyoscyamus albus, se recolectaron en los alrededores de Madrid. Las semillas se lavaron con agua destilada con el fin de eliminar posibles sustancias inhibidoras hidrosolubles, localizadas en los tegumentos. La siembra se hizo en el mes de Febrero.

La arena utilizada como sustrato, cribada por tamiz n° 25, fue sometida previamente a un largo tratamiento: Primero se trató con ácido clorhídrico comercial hasta eliminar totalmente los carbonatos, después se lavó con abundante agua corriente para eliminar las sales solubles, principalmente los cloruros formados y por último con agua destilada hasta que ésta no dió reacción con solución de nitrato de plata.

Se estudió también la composición química de la arena, para tener la seguridad de que las cantidades de los elementos estudiados que contenían eran inferiores a las necesidades de la planta: Los resultados obtenidos se recogen en la TABLA n° IV.

De esta arena se llenaron las cubetas hasta una altura de 12 cms. Se sembraron las semillas directamente en las cubetas en que se iban a hacer crecer después.

Las plantas se imbibieron hasta la germinación con agua desionizada solamente y a partir de este momento con las respectivas soluciones carenciales. Se regaba cada tres días para mantener la arena suficientemente húmeda, pero evitando que se produjera un encharcamiento de las raíces.

Se midió el pH de las soluciones nutritivas recién preparadas y las modificaciones que experimentaron en las macetas. La renovación de las soluciones se hizo cada 72 horas por haber observado variaciones de pH después de este intervalo de tiempo. Antes de regar de nuevo se lavó la arena intensamente con agua desionizada. TABLA n° VI.

3.1.2.- Toma de Muestras.

Nicotiana rustica: Se tomaron nueve muestras del 5 de Abril al 31 de Julio según se detalla en la TABLA n° VII.

Nicotiana tabacum: Se recogieron ocho muestras detalladas en la TABLA n° VIII.

En esta serie faltan los pesos de los tallos de la primera muestra de Nitrógeno, Fósforo y Potasio, las plantas eran tan pequeñas que los tallos no se habían desarrollado y no se pudieron estudiar por separado.

Hyoscyamus albus: Se tomaron ocho muestras. En esta serie las plantas más pequeñas fueron las de los lotes de Nitrógeno y Potasio. TABLA n° IX.

Las plantas se recogían siempre a las 6 de la tarde, cuando ya no les daba el sol y bajaba el calor. Se regaban antes para que con la arena muy húmeda se pudieran separar las raíces sin que sufrieran demasiado.

3.1.3.- Preparación del material vegetal para el análisis:

Las raíces de las plantas se lavaban con agua para eliminar la arena pegada y se secaban con papel de filtro y a temperatura ambiente.

A continuación se hacían las determinaciones de medidas de longitud, anchura, nº de hojas, longitud de peciolo y longitud de tallo y raíz.

Se determinaron los pesos frescos de hojas, tallos y raíces por separado.

Para la determinación de los pesos secos, se mantenían en estufa a temperaturas distintas, según la especie.

Las dos Nicotianas se desecaron en estufa a 90°C, hasta peso constante.

El beleño se desecó en estufa a 55-60°C hasta peso constante también.

Las muestras, se guardaron en frascos en un desecador hasta el momento de realizar las determinaciones de los alcaloides.

3.1.4.- Determinación de los alcaloides:

Nicotina y alcaloides totales del Beleño (Atropina).

3.1.4.1.- Determinación de la Nicotina-

Determinación de la Nicotina: Micrométodo (Werle y Becker, 1942), (Schmid y Serrano, 1948).

Se funda en la coloración amarilla que se produce al reaccionar la nicotina y en general los alcaloides de núcleos pirimídicos, con anilina y bromuro de cianógeno a un pH controlado por la solución de anilina que lleva un tampón de fosfatos que se mantiene en 6,1.

La intensidad de la coloración es proporcional a la concentración dentro de unos ciertos límites, entre los cuales se cumple la ley de Lambert-Beer.

Es una reacción que después de alcanzar un máximo de intensidad se extingue, teniendo que efectuar las lecturas en el tiempo que dura el equilibrio y que puede ser de dos a tres minutos, a partir de los siete segundos al inicio de la reacción

REACTIVOS

SOLUCION DE ANILINA AL 1% EN TAMPON pH 6,1

$\text{PO}_4^{\text{HNa}_2}$ $\text{PO}_4^{\text{H K}}$

(A) $\text{PO}_4^{\text{H}_2\text{K}}$ M/15 (9,072 grs. por 1 litro de agua)

(B) $\text{PO}_4^{\text{H Na}_2}$ M/15 (11,86 grs. por 1 litro de agua)

850 mls. de A 150 mls. de B	darán el pH deseado de 6,1
--------------------------------	----------------------------

A esta solución se le añade 1 gr. de anilina.

SOLUCION DE Br CN al 10%

Se recoge el frasco tapado y se pesa; luego, en campana, se pasa una parte al vaso de precipitados. Por diferencia se calcula el peso de Br CN que tenemos en el vaso de precipitados y luego se calcula el agua que hay que añadir.

SOLUCION DE CO_3Na_2 al 5% con ClNa A SATURACION.

Se toma la cantidad deseada de CO_3Na_2

50 grs. por 1 litro de agua

y luego se va añadiendo ClNa, agitando, hasta que llegue un momento en que no se disuelva más.

Cada vez que se prepare un nuevo reactivo hay que verificar la correspondiente curva patrón (Fig. 1 A') con soluciones de nicotina de concentración conocida, representando en abscisas los microgramos de nicotina y en ordenadas las densidades ópticas.

CURVA DE CALIBRADO DE LOS REACTIVOS:

Se parte de nicotina considerada comercialmente pura y para asegurar una correcta purificación se destila a 240°C en un erlenmeyer de 100 mls. Cuando en A queda muy poca solución, se detiene el proceso y se limpia y se ca (A). El contenido del erlenmeyer vuelve a colocarse en este matraz A. Repetimos este proceso de destilación cuatro veces. Tomamos lo obtenido en la última destilación. Se pesan 0,2 gs. de nicotina y se diluyen hasta 1 li tro con ClH 0,05N; 10 mls. de esta solución se diluyen en matraz aforado con ClH 0,05N hasta 100 mls (B).

Tomamos una cantidad de (B) y en el espectrofotómetro a 460 mms, en cubetas de cristal, comprobamos que la absorción coincide con la de otra quinta destilación. Consideramos entonces, que la nicotina es pura.

En nuestra experiencia nos ha dado:

4ª Destilación 0,630 mms.

5ª Destilación 0,631 mms.

Tomamos 1 gr. de nicotina y lo diluímos en 1 litro de ClH 0,05N.

Con ésto obtendremos una solución de concentración

1.000 γ / ml (C)

A partir de C, con agua destilada en matraces aforados de 100 mls. preparamos soluciones de las siguientes concentraciones:

20 γ / ml 2 mls. de C en 100 mls. de H_2O

60 γ / ml 6 mls. de C en 100 mls. de H_2O

100 γ / ml 10 mls. de C en 100 mls. de H_2O

120 γ / ml 12 mls. de C en 100 mls. de H_2O

De cada una de estas soluciones tomamos 1 ml. que recogemos sobre 2 mls. de anilina en probeta graduada de 10 mls., luego completamos hasta 9 mls. con agua destilada y finalmente añadimos 1 ml. de Br CN. Se produce entonces la reacción coloreada que leemos en el fotocolorímetro a 460 mms. en cubetas de cristal.

Así obtendremos las densidades ópticas de las siguientes concentraciones:

1 ml. de la de 20 γ /ml. son 20 que al efectuar la reacción con el BrCN están en la probeta de 10 mls., por tanto

Concentración en este caso 2 γ / ml.

y es de ésta de la que medimos la densidad óptica.

Igualmente en las otras tres soluciones preparadas.

		D.O
60 γ / ml	6 γ / ml	0,58
80 γ / ml	8 γ / ml	0,78
100 γ / ml	10 γ / ml	0,98
120 γ / ml	12 γ / ml	1,18

Así obtenemos los cuatro puntos básicos con que confeccionar la gráfica, que luego puede terminar de completarse con más puntos.

MODO DE OPERAR PARA LA LECTURA DE LA MUESTRA:

La muestra se coloca en un matraz de unos 25 mls. junto con 15 mls. de CO_2 Na_2 5% saturado de ClNa; se conecta a un refrigerante en posición vertical, cuyo extremo se sumerge en una pequeña probeta graduada de 10 mls que contiene 2 mls. de solución de anilina. El matracito se sumerge en un baño de parafina regulado, para lograr la destilación a 180°C ; una vez que ha empezado a destilar, se recogen 7 mls. de destilado y se retira.

A los nueve mls. anteriores, se añade 1 ml. de solución de bromuro de cianógeno y se lee, después de agitar, a los cinco minutos, se lee a 460 mms. en cubetas de 1 cm. Obtenida la densidad óptica correspondiente a cada ensayo, se lleva a una curva patrón y en ella se podrá leer directamente la concentración de nicotina de la muestra analizada.

3.1.4.2.- Determinación cuantitativa de alcaloides totales en beleño.

ALLPORT y WILSON (1939) describieron un método para la determinación de los alcaloides totales de la Belladona, basado en la reacción de Vitali-Morin.

Hemos utilizado este método para determinar los mismos alcaloides en el Beleño.

La reacción coloreada es muy sensible y pueden determinarse hasta 0,01 mgs. de alcaloide. El margen de seguridad es razonable a condición de que se sigan con cuidado los detalles de manipulación y que se usen reactivos puros. El color es inestable y sensible a la luz, por eso todas las lecturas tendremos que hacerlas exactamente 5 minutos después del desarrollo del color.

REACTIVOS:

- Etanol 95%
- (NH₃) Amoníaco al 10% (W/W)
- Cloroformo
- Acido acético al 6% (en etanol del 5%)
- Acido nítrico fumante
- Acetona seca
- Hidróxido potásico al 3% en METANOL (recientemente preparada).

CURVA DE CALIBRADO DE LOS REACTIVOS:

El método es sensible hasta las 10 μ g de alcaloide problema.

Para conseguir una solución patrón que contenga una dosis de alcaloide algo menor, pesamos 62,5 mgs. de Atropina en forma de Sulfato y lo llevamos a 5 mls. de metanol.

$$\begin{array}{rcl} 62,5 \text{ mgs} & \dots\dots\dots & 5 \text{ mls} \\ x & \dots\dots\dots & 1 \text{ ml} \end{array} \quad x = 12,5 \text{ mgs/ml.}$$

1 ml. contiene 12,5 mgs de Atropina $12.500 \mu\text{gs/ml.}$

Tomo 2 mls. y los llevo a 1 litro de Metanol.

$$\frac{25.000}{1.000} = 25 \mu\text{gs} / \text{ml.}$$

Tomando distintas cantidades y evaporando a baño maría a sequedad en cápsula de porcelana de 5cms. de diámetro, siguiendo la técnica, llevándolos hasta 10 mls. de acetona, se obtuvieron los siguientes valores:

1 ml	$\frac{25 \mu\text{gs}(\gamma)}{10}$	D.0
4 mls	$\frac{100 \mu\text{g}}{10}$	0.1
7 mls	$\frac{175 \mu\text{g}}{20}$	0,25
10 mls.	$\frac{250 \mu\text{g}}{10}$	0,4
15 mls.	$\frac{37,5 \mu\text{g}}{10}$	0,55
		0,8

Para determinar la longitud de onda óptima hicimos un barrido, resultando el 1^{er} máximo de absorción a 560 nms., que fué la longitud de onda con la que trabajamos. El 2^o máximo aparecía a 330 nms, que es límite con ultravioleta.

MODO DE OPERAR

Se lleva 1 gramo de polvo seco de la muestra finalmente pulverizado y exactamente pesado a un vaso de precipitados de 50 mls.

Se añade 1 ml. de etanol (95%) y 0, 1 ml. de Amoniaco (10% W/W), se agita la mezcla humedeciéndola de manera uniforme. Añadir 5 mls. de cloroformo. Se calienta la mezcla hasta punto de ebullición y se pasa la mayor cantidad posible a un percolador en miniatura (nosotros utilizamos una bureta de 1 cms. de diámetro), humedecido con cloroformo y suspendido dentro de un cilindro de 100 mls. (El percolador está hecho de tubo de vidrio de 8 mml. de diámetro y tiene una longitud total de 17,5 cms.)

El tubo se estrecha mucho alrededor de los 3 cms. de un extremo y el otro extremo se alarga para formar una pestaña. Si fuera necesario la muestra se comprime suavemente con una varilla de vidrio, para que el solvente pase por el percolador a razón de aproximadamente 1 gota por segundo. Se añade más cloroformo al frasco y se pasa al percolador. La extracción continúa hasta que el volumen de lo percolado sea de 31 mls. Se añade al percolado ac. acético al 6% (hecho con etanol, aproximadamente del 5%), para que el nivel del líquido sea de 80 mls. (Nosotros lo hicimos con una probeta de 100 mls. con tapón). El cilindro se tapa y se agita suavemente durante

15-20 segundos. Cuando las fases se separan completamente, se pipetea fuera 5 mls. de la capa superior, se filtra a través de papel seco y exactamente 1 ml. del filtrado se pasa a una cápsula de evaporación de 5 cms. de diámetro. La cápsula se coloca en un baño de agua y el líquido se evapora a sequedad. Añadir 0, 2 mls. de ácido nítrico fumante con pipeta y evaporar a sequedad en el baño de nuevo. En esta operación se tarda solamente 3 minutos. El residuo se disuelve en unos 3 mls. de acetona seca.

La solución se pasa con la ayuda de una varilla de vidrio a un matraz aforado de 10 mls. con tapón. La cápsula se lava completamente con pequeñas porciones de acetona hasta completar los 10 mls. del matraz. Dejamos enfriar y añadimos 0,1 ml. de una solución al 3% de hidróxido potásico puro en metanol recientemente preparada, se coloca el tapón, se invierte el cilindro una vez y a continuación se deja de pie exactamente 5 minutos. La intensidad de color se mide inmediatamente en un espectrofotómetro.

Se parte de 1 gr. del problema y se disuelve (después de una primera fase en cloroformo) en 49 mls. de acético en metanol. De estos 49 mls. se toma 1 ml. y se lleva hasta 10 mls. se lee a continuación. Se diluye 490 veces.

Algunas de las carencias provocan retrasos en el crecimiento tan fuertes que a pesar de utilizar muchas muestras se conseguían pesos secos muy bajos. Hicimos una serie de pruebas, y partiendo de cantidades más pequeñas, llegábamos a los mismos resultados, extrayéndolos con cantidades proporcionales de ac. acético en etanol:

Partimos de una solución problema con una concentración de Atropina que equivaldría a una riqueza media: 0, 4%

1 gramo Droga 0, 00 4 gs. alcaloide

La solución patrón contenía 12,5 mgs. de Atropina por ml.

1 ml 12, 5 mgs.

x 4 mgs.

x = 0,32 mls. de solución problema que se llevaron a 49 mls. de acético en etanol.

Si se considera que la riqueza en lugar de ser 0,4%, es la mitad, la cuarta o la décima parte, se toman cantidades menores de solución patrón, pero se llevan a cantidades proporcionales de acético en etanol para conseguir la misma concentración final, en menor volumen.

- 0,004: gs 0,32 mls. sol. Prob. 49 mls.
- 0,002: gs 0,16 mls. sol. Prob. 24,5 mls.
- 0,001 gs 0,08 mls. sol. Prob. 12,5 mls.
- 0,0004 gs 0,032 mls. sol. Prob. 4,9 mls.

Como era de esperar las densidades ópticas fueron idénticas.

Cuando las muestras tenían pesos secos muy bajos hicimos las pruebas hasta con 100 miligramos, haciendo la extracción con 4,9 mls. de acético en etanol.

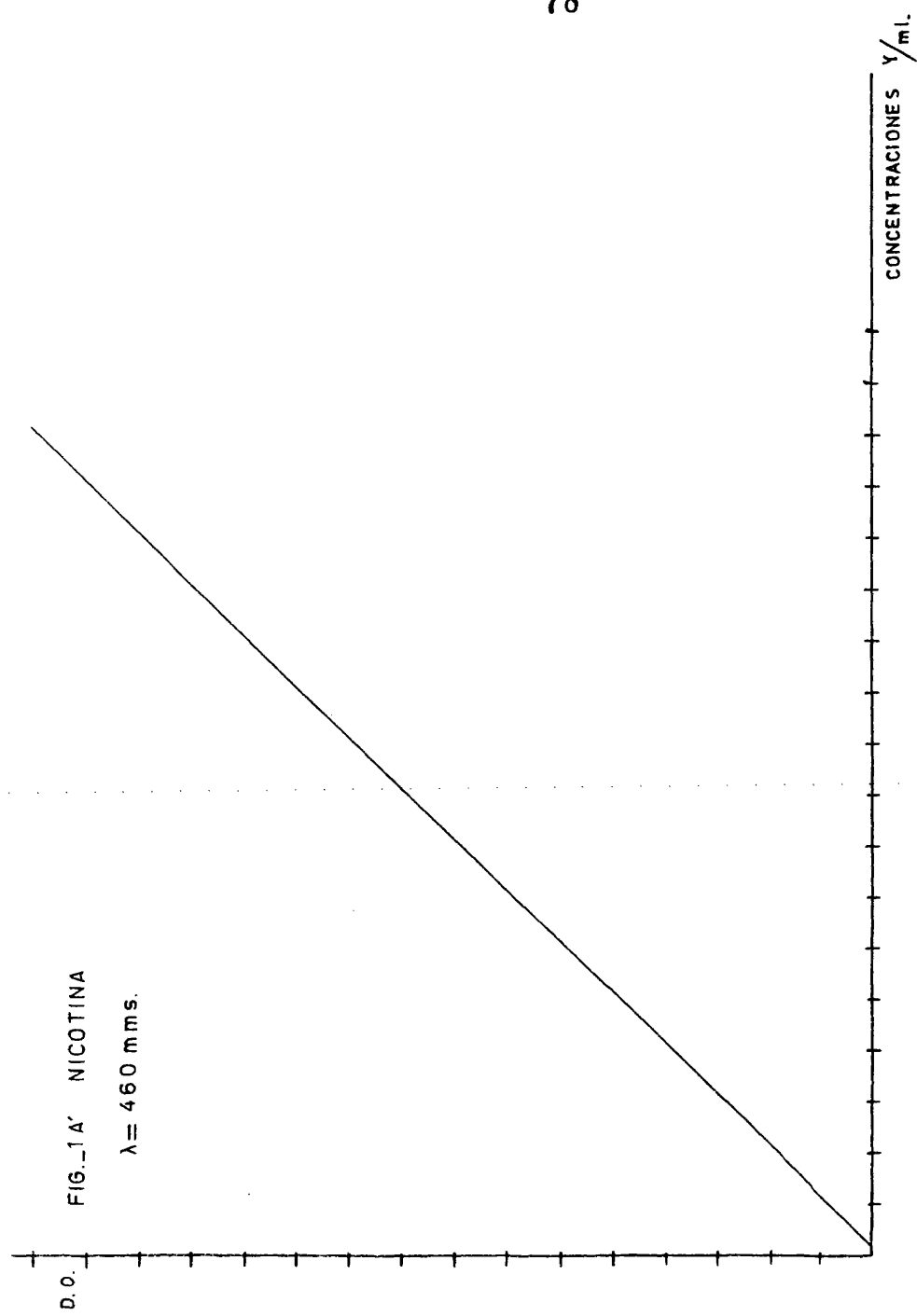
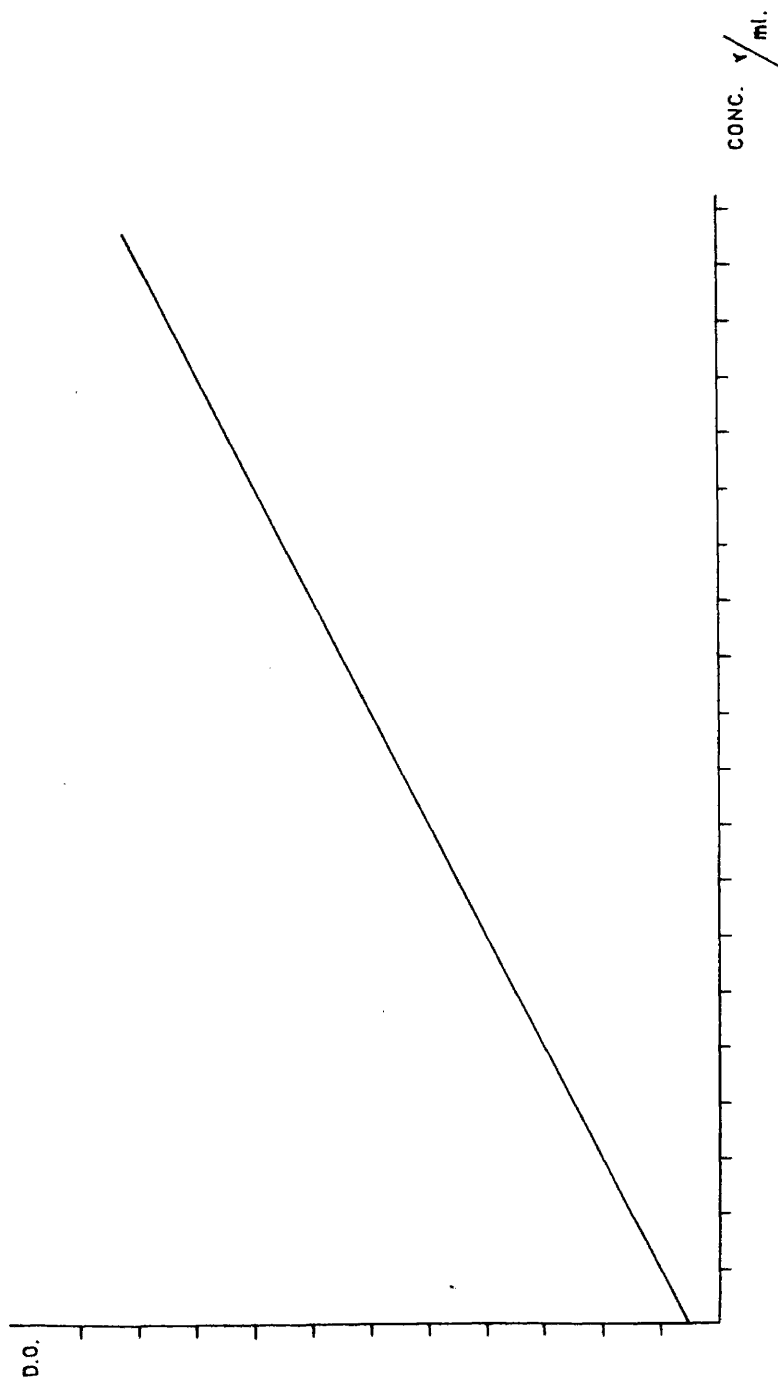


FIG. 1C' ATROPINA

$\lambda = 560 \text{ m}\mu$.



4.- RESULTADOS Y DISCUSION

Para un tratamiento ordenado de los resultados obtenidos se consideraran en tres secciones separadas, las tres especies estudiadas: Nicotiana rustica, Nicotiana tabacum y Hyoscyamus albus.

Para cada especie se estudian primero individualmente los efectos de cada deficiencia mineral sobre el crecimiento, referido a los caracteres morfológicos, al curso en peso de las plantas y a los estados de floración y fructificación siguiéndose el mismo criterio para considerar las variaciones en el contenido alcaloídico para cada especie de planta.

Finalmente se agrupan los estudios comparativos de los efectos de las distintas deficiencias minerales sobre cada especie de planta referido a los apartados fundamentales siguientes:

1) Estudio comparativo de los caracteres morfológicos, 2) Estudio comparativo del crecimiento en longitud y peso, 3) Estudio comparativo de la floración y fructificación y 4) Estudio comparativo del contenido alcaloídico.

En el apartado de conclusiones se consideran comparativamente los efectos diferenciales más importantes en las tres especies de plantas estudiadas.

4.1.- NICOTIANA RUSTICA

Las semillas que se sembraron el día 21 de febrero, germinaron a los veinte días.

Durante la fase de reposo seminal las semillas se imbibieron con agua desionizada y en el momento de la aparición de la radícula se inició el riego con las diferentes soluciones nutritivas carenciales, tal como se especifica en material y métodos.

Dies días después de la germinación, ya se observaban diferencias en los caracteres morfológicos externos de los distintos lotes. Las grandes diferencias de crecimiento nos ha inducido a clasificarlos en dos grupos de acuerdo con su tamaño:

Lotes menores	Carencia de Fósforo
	Carencia de Potasio
Lotes mayores	Carencia de Nitrógeno
	Carencia de Magnesio
	Control

Para lograr un muestreo significativo, recogimos nueve muestras que comprendían todo el ciclo vital de la planta según se detalla en la TABLA VII.

4.1.1.- Curso de las plantas crecidas en carencia de Fósforo.

I) Alteraciones en los caracteres morfológicos.

Las plantas de los lotes regadas con solución con carencia de Fósforo, presentaban las hojas de pequeña longitud y anchura y en número reducido comparado con las plantas Control, crecidas en solución nutritiva completa. Las raíces proporcionalmente eran mayores que en el resto de los lotes, por el contrario los tallos crecieron muy poco.

Este retraso en el crecimiento es evidente, pues sólo aumentaron un poco de tamaño hasta la 4ª muestra y ya no crecieron más, por lo que a partir de la 8ª muestra se suspendió la recogida de las mismas.

II) Variaciones en peso de las plantas.

a) Pesos frescos:

Los pesos frescos más elevados correspondieron a las raíces, seguido de las hojas. Por tratarse de plantas muy pequeñas, de tallos apenas de sarrollados, los pesos de los tallos fueron mucho menores:

b) Pesos secos:

Los pesos secos se mantuvieron proporcionales a los pesos frescos.

III) Variaciones en los estados de FLORACION Y FRUCTIFICACION

Las plantas del lote de fósforo no llegaron a florecer.

IV) Variaciones en el contenido ALCALOIDICO

Las plantas con carencia de fósforo se mostraron pobres en Nicotina, apreciándose el mayor porcentaje en las hojas seguida de las raíces.

4.1.2.- Curso de las plantas crecidas en carencia de Potasio.

I) Alteraciones en los caracteres morfológicos

Las plantas crecidas en carencia de Potasio, alcanzaron su máximo desarrollo en la 6ª muestra, aproximadamente una semana más tarde que las plantas que incluimos al principio en los lotes mayores.

Las hojas presentaron en los bordes manchas marrones que se transformaron en zonas necróticas, tal como puede observarse en el registro fotográfico que presentamos.

II) Variaciones en peso de las plantas

a) Pesos frescos:

Los mayores pesos frescos fueron los de las hojas seguidos de los tallos y bastante menores los de las raíces.

b) Pesos secos:

Fueron proporcionales a los pesos frescos.

III) Variaciones en los estados de FLORACION Y FRUCTIFICACION

Se han podido observar diferencias respecto de las plantas Control y de otras carencias. Así la floración se produjo diecinueve días más tarde que en los lotes mayores y la fructificación quince días después.

IV) Variaciones en el contenido ALCALOIDICO

La mayor proporción de Nicotina la tienen las hojas durante la fase de floración. En tallos la riqueza es inferior a la de las hojas y las raíces, como es de esperar de su función de transporte, pero no en la misma proporción que en las plantas de los lotes mayores.

Un hecho distintivo es que la riqueza de alcaloides es mayor que en las plantas con carencia de Nitrógeno a pesar de que éstas adquirieron un mayor desarrollo.

4.1.3.- Curso de las plantas crecidas en carencia de Nitrógeno.

I) Alteraciones en los caracteres morfológicos

Los resultados obtenidos indican que las plantas eran mayores que los lotes con carencia de Fósforo y Potasio, pero más pequeños que los lotes con carencia de Magnesio y Control.

Las hojas se mostraron amarillentas sin necrosis, con ángulos entre peciolas y tallos menores que las plantas sometidas a otras carencias. La máxima longitud y anchura la alcanzaron ya en la fase de Prefloración (5ª muestra).

II) Variaciones en peso de las plantas

a) Pesos frescos:

Los mayores pesos frescos fueron los de las hojas, seguidos de tallos y raíces.

b) Pesos secos:

Proporcionales a los pesos frescos; los tallos tuvieron un peso seco superior al de hojas.

III) Variaciones en los estados de FLORACION Y FRUCTIFICACION

La floración y la fructificación ocurrió a la vez que la de las plantas de los lotes mayores (plantas carentes de Magnesio y plantas Control).

IV) Variaciones en el contenido ALCALOIDICO

La mayor proporción del alcaloide se presentó en las hojas seguida de las raíces. En los tallos el contenido en Nicotina fué mucho menor. La distribución del alcaloide fué semejante a la de las plantas mayores es decir, hojas y raíces ricas en alcaloide y tallos muy pobres, a pesar de poseer menos nicotina que las plantas de Potasio.

4.1.4.- Curso de las plantas crecidas en carencia de Magnesio

I) Alteraciones morfológicas externas

La carencia de Magnesio no influyó en variaciones observables en el crecimiento. Las hojas presentaron dimensiones más pequeñas que las de las plantas control. Las hojas situadas en las partes bajas de la planta presentaron una clorosis intervenal típica, destacándose mucho el color oscuro de las nerviaciones sobre el limbo, tal como puede observarse ostensiblemente en el registro fotográfico.

II) Variaciones en peso de las plantas

a) Pesos frescos:

El peso fresco se mantuvo muy igual en hojas y tallos, más bajo en raíces.

b) Pesos secos:

A diferencia de las plantas carentes en P y K, pero de forma parecida a las deficientes en N y a las plantas Control, los pesos secos inferiores fueron también los del tallo, como corresponde a su mayor parte vegetativo.

III) Variaciones en los estados de FLORACION Y FRUCTIFICACION

Las plantas alcanzaron las fases de floración y fructificación a la vez que los lotes Control.

IV) Variaciones en el contenido ALCALOIDICO

Un hecho distintivo a destacar es que las plantas de Magnesio poseen una riqueza en alcaloides algo inferior a las plantas Control, pero mayor que el resto de los lotes; la mayor riqueza corresponde a las hojas seguida de las raíces. En los tallos, por el contrario, el porcentaje de Nicotina es muy bajo.

4.1.5.- Curso de las plantas Control.

I) Caracteres morfológicos

Las plantas Control presentaron grandes diferencias en crecimiento con respecto a las plantas de los demás lotes, excepto con las plantas de los lotes con carencia de Magnesio que crecieron prácticamente igual.

II) Variaciones en peso de las plantas

a) Pesos frescos:

De un modo general fueron siempre mayores en hojas y tallos que en raíces.

b) Pesos secos:

Como ya hemos observado en el apartado correspondiente a las plantas deficientes en Mg, los pesos secos fueron también aquí mayores en los tallos.

III) Variaciones en los estados de FLORACION Y FRUCTIFICACION

Las plantas de este lote florecieron a los 111 días de la siembra y fructificaron a los 130 días.

IV) Variaciones en el contenido ALCALOIDICO

La mayor riqueza en Nicotina se alcanzó en las hojas en estado de floración, seguido de raíces y tallos.

1) ESTUDIO COMPARATIVO DE LOS CARACTERES MORFOLOGICOS

Deficiencia de NITROGENO

En las plantas regadas con soluciones carentes de Nitrógeno, se observó un retraso en el crecimiento en relación con el resto de los lotes estudiados, hasta la recogida de la primera muestra (a los 24 días de la germinación). A partir de esta fecha, los lotes con carencia de Nitrógeno, se trataron dos meses, con solución nutritiva completa y a partir de este día otra vez con la solución sin Nitrógeno. Las plantas crecieron y fructificaron a la vez que los lotes Control y carencia de Magnesio, pero presen

taban la coloración amarillenta típica de la carencia de Nitrógeno, las hojas más pequeñas, un ángulo menor entre peciolo y tallo y menor peso y altura que las plantas Control y carencia de Magnesio.

Deficiencia de FOSFORO

Las plantas regadas con solución con carencia de Fósforo, crecieron mucho menos que las plantas de los otros lotes hasta la 4ª muestra (83 días de cultivo) a partir de esta fecha ya no crecieron más ni llegaron a florecer; sus hojas presentaban un color verde intenso.

Deficiencia de POTASIO

Las plantas que crecieron con carencia de Potasio fueron mayores que las de los lotes de Fósforo, pero menores que el resto de los lotes. Desde la 1ª toma de muestra (a los 24 días de la germinación), se observaron en los bordes de las hojas inferiores manchas oscuras (marrones) que se convirtieron en necrosis después.

Deficiencia de MAGNESIO

Las plantas de estos lotes alcanzaron casi la misma altura que las plantas Control, las hojas fueron un poco más pequeñas y presentaron una clorosis intervenal típica que se iniciaba en los bordes de las hojas inferiores, destacando las nerviaciones más verdes.

2) ESTUDIO COMPARATIVO DEL CRECIMIENTO EN LONGITUD Y PESO

a) Longitud:

El crecimiento en longitud varía según los lotes. En general aumenta desde la 1ª muestra hasta la 6ª, correspondiendo el periodo de máximo crecimiento vegetativo relativo entre la 4ª y 5ª muestra.

De acuerdo con los resultados de nuestro trabajo puede establecerse que el orden de crecimiento en Longitud es el siguiente:

<u>LOTES</u>	<u>CRECIMIENTO DE TALLOS</u>	<u>CRECIMIENTO RAICES</u>	<u>CRECIMIENTO PLANTA ENTERA</u>
Control	+ + + + +	+ + + +	+ + + + +
Magnesio	+ + + +	+ + + +	+ + + +
Nitrógeno	+ + +	+ + +	+ + +
Potasio	+ +	+ +	+ +
Fósforo	+	+	+

Las raíces del lote de Fósforo y de la 1ª muestra de Nitrógeno, son mayores que los tallos.

Observamos el mismo orden de crecimiento en longitud de peciolos y nº de Hojas. En cambio la longitud y anchura de Hojas son casi iguales en los lotes de Potasio y Nitrógeno, a pesar de que las plantas del lote de carencia de Potasio llegaron a alcanzar una longitud total mucho menor.

b) Pesos:

Se expresan las variaciones en peso fresco y peso seco de los distintos lotes:

Los pesos van aumentando desde la 1ª muestra (24 días después de la germinación hasta la 6ª (106 días después de germinar).

Se mantienen prácticamente igual en las dos muestras siguientes y bajan en senescencia.

<u>LOTES</u>	<u>PESOS FRESCOS HOJAS</u>	<u>PESOS SECOS HOJAS</u>
Control	+ + + + +	+ + + + +
Magnesio	+ + + +	+ + + +
Nitrógeno	+ + +	+ + +
Potasio	+ +	+ +
Fósforo	+	+

<u>LOTES</u>	<u>PESOS FRESCOS TALLOS</u>	<u>PESOS SECOS TALLOS</u>
Control	+ + + + +	+ + + + +
Magnesio	+ + + +	+ + + +
Nitrógeno	+ + +	+ + +
Potasio	+ +	+ +
Fósforo	+	+

<u>LOTES</u>	<u>PESOS FRESCOS RAIZ</u>	<u>PESOS SECOS RAIZ</u>
Control	+ + + + +	+ + + + +
Magnesio	+ + + +	+ + + +
Nitrógeno	+ + +	+ + +
Potasio	+ +	+ +
Fósforo	+	+

Es de destacar que mientras los pesos secos de los tallos de los lotes Control, Magnesio y Nitrógeno son mayores que los de hojas, no ocurre así para las plantas crecidas en deficiencia de Fósforo y Potasio, debido a la fuerte reducción causada por la deficiencia sobre el crecimiento vegetativo de la parte aérea.

3) ESTUDIO COMPARATIVO DE LA FLORACION Y FRUCTIFICACION

Mientras que las plantas del lote de carencia de Fósforo no llegaron a florecer el resto de tratamientos y las plantas Control alcanzaron la floración y fructificación.

El lote de carencia de Potasio, florece pero unos días más tarde que los demás (125 días) y lo mismo le sucede con la fructificación (140 días).

Los lotes de carencia de Nitrógeno, Magnesio y Control florecen y dan fruto prácticamente al mismo tiempo: Floración a los 106 días de la germinación y Fructificación a los 125 días.

4) ESTUDIO COMPARATIVO DEL CONTENIDO ALCALOIDICO

Las determinaciones del alcaloide se hicieron por separado en hojas, tallos y raíces.

En algunas muestras los pesos secos fueron tan bajos que ante la posibilidad de error no se han reflejado en las tablas los resultados correspondientes a la nicotina de estos casos.

Los resultados de la riqueza en nicotina se expresan en tanto por ciento de peso seco.

En Nicotiana rustica, la cantidad de nicotina va aumentando poco a poco hasta la 6ª muestra (Floración), en la que sube bruscamente, disminuye un poco en Fructificación y baja en Senescencia.

Los mayores porcentajes del alcaloide aparecen en hojas durante la Floración y Fructificación.

En raíces sucede lo mismo, en cambio en tallos el porcentaje en alcaloides varía mucho en los distintos lotes, debido a la posible influencia sobre su transporte y al efecto diferencial sobre el crecimiento vegetativo.

FOSFORO:

En el lote de Fósforo los pesos secos de los tallos son muy pequeños, la riqueza en Nicotina aunque se calculó, no se refleja en las Tablas por falta de certeza estadística.

POTASIO:

En los lotes de Potasio, la riqueza de Nicotina en tallos es algo más baja que la de hojas y raíces, pero no mucho menor.

NITROGENO, MAGNESIO y CONTROL:

En estos tres lotes, la riqueza de Nicotina en tallos es mucho menor que en hojas y raíces.

<u>LOTES</u>	<u>% Nicotina en Hojas</u>	<u>% Nicotina en Tallos</u>	<u>% Nicotina en Raíces</u>
Control	+ + + + +	+ +	+ + + + +
Magnesio	+ + + +	+ +	+ + + +
Nitrógeno	+ +	+	+ +
Potasio	+ + +	+ +	+ + +
Fósforo	+		+

NICOTIANA RUSTICACarencias de P, K, N, Mg y Control

	<u>CUADROS</u>	<u>FIGURAS</u>
- Longitud de las Hojas	1.A	1.A
- Diámetro de las Hojas	2.A	2.A
- N° de Hojas	3.A	3.A
- Longitud Peciolos	4.A	4.A
- Longitud Raíz	5.A	5.A
- Longitud Tallo	6.A	6.A
- Longitud Planta entera	7.A	7.A
- Pesos Frescos Hojas	8.A	8.A
- Pesos Secos Hojas	9.A	9.A
- Porcentajes de Nicotina en Hojas	12.A	10.A
- Pesos Frescos Tallos	13. A	11.A
- Pesos Secos Tallos	14.A	12.A
- Porcentajes de Nicotina en Tallos	17.A	13.A
- Pesos Frescos Raíces	18.A	14.A
- Pesos Secos Raíces	19.A	15.A
- Porcentajes nicotina en Raíces	22.A	16.A

FOTOGRAFIASNICOTIANA RUSTICA

Carencia de <u>P</u>	<u>n^{os}</u>	1, 2, 5, 6, 8 y 13
Carencia de <u>K</u>	"	1, 5, 6, 7, 8, 10 y 13
Carencia de <u>N</u>	"	1, 3, 5, 6, 8, 12 y 13
Carencia de <u>Mg</u>	"	1, 5, 6, 8, 9 y 13
<u>Control</u>	"	1, 4, 5, 6, 8, 11 y 13

CUADRO 1.A

91

NICOTIANA RUSTICACRECIMIENTO EN LONGITUD DE LAS HOJAS (cms)

MUESTRAS	P	K	N	Alg	Control
5 Abril	0,85	2,75	0,8	4,9	4,9
5 Mayo	1	3	5	8	8,25
20 Mayo	1,65	5	6	10	10,25
4 Junio	1,75	6,5	8,5	11	11,2
20 Junio	1,85	7,5	8,9	11,55	12,55
27 Junio	1,85	8,00	8,9	11,7	12,5
4 Julio	1,85	8	9	11,7	12,55
16 Julio		8	8,9	11,65	12,50
31 Julio		8,00	6,75	8	8,5
15 Agosto		6,5			

CUADRO 2.A

NICOTIANA RUSTICACRECIMIENTO EN DIAMETRO DE LAS HOJAS (cms)

MUESTRAS	P	K	N	Alg	Control
5 Abril	0,6	2,5	0,55	3,2	3,2
5 Mayo	0,85	2,8	4,5	6,5	7
20 Mayo	1,25	3,9	5	8	8,5
4 Junio	1,30	4,65	5,25	8,8	9,5
20 Junio	1,35	5,00	5,8	8,7	9,5
27 Junio	1,35	5,5	5,85	8,7	9,5
4 Julio	1,35	5,5	5,85	8,7	9
16 Julio		5,5	5,8	8,5	9
31 Julio		5,5	3,5	7	7,5
15 Agosto		4			

CUADRO 3.A

92

NICOTIANA RUSTICANº DE HOJAS

MUESTRAS	P	K	N	Mg	Control
5 Abril	3	3	4	5	5
5 Mayo	3	3	5	6	6
20 Mayo	3	4	5	7	9
4 Junio	5	6	8	13	14
20 Junio	5	6	11	18	19
27 Junio	4	7	13	18	19
4 Julio	4	8	13	17	18
16 Julio		7	13	17	18
31 Julio		6	11	15	17
15 Agosto		5			

CUADRO 4.A

NICOTIANA RUSTICACRECIMIENTO EN LONGITUD DEL PECIOLO (cms)

MUESTRAS	P	K	N	Mg	Control
5 Abril	0,35	2	0,5	2	1,75
5 Mayo	0,8	2,25	3	4	4
20 Mayo	1	2,7	3,5	4,5	4,75
4 Junio	1,25	2,8	4	5,25	5,5
20 Junio	1,3	3	4,75	5,5	5,75
27 Junio	1,3	3,25	4,75	5,5	5,75
4 Julio	1,3	3,25	4,70	5,5	5,75
16 Julio		3,25	4,70	5,5	5,75
31 Julio		3,25	3	4,35	4,75
15 Agosto		2			

CUADRO 5.A

93

NICOTIANA RUSTICA
CRECIMIENTO EN LONGITUD DE LA RAIZ (cms)

MUESTRAS	P	K	N	Mg	Control
5 Abril	2,75	3,25	2,75	3,75	3,5
5 Mayo	4,05	5	7,35	7,4	7,4
20 Mayo	4,5	5	7,25	9	9,5
4 Junio	6	6,25	8	10,60	10,75
20 Junio	6,25	6,50	8,5	11,55	11,50
27 Junio	6,25	7	9,5	11,5	11,5
4 Julio	6,00	7,00	9,5	11,70	11,5
16 Julio		7,00	9,3	11	11,25
31 Julio		7,00	8,00	10,5	9,5
15 Agosto		4,5			

CUADRO 6.A

NICOTIANA RUSTICA
CRECIMIENTO EN LONGITUD DEL TALLO (cms)

MUESTRAS	P	K	N	Mg	Control
5 Abril	1	2,5	1	2,75	2,75
5 Mayo	1,95	6,3	13,15	24,25	32,50
20 Mayo	2,25	7,5	15,7	42,5	41
4 Junio	2,25	10,4	19,5	61,50	62
20 Junio	2,25	13,75	35,5	73,25	82,75
27 Junio	2,1	20	35,5	79	82,50
4 Julio	2,1	25,5	35	81	82,50
16 Julio		25	34,5	80	82,50
31 Julio		25	30,25	76,50	78
15 Agosto		22			

CUADRO 7.A

94

NICOTIANA RUSTICACRECIMIENTO EN LONGITUD DE LA PLANTA (cms)

MUESTRAS	P	K	N	Mg	Control
5 Abril	3,75	5,75	3,75	6,5	6,25
5 Mayo	6	11,3	20,50	31,65	39,90
20 Mayo	6,75	12,50	22,95	51,50	50,50
4 Junio	8,25	16,65	27,50	72,10	72,75
20 Junio	8,50	20,25	44	84,75	94,05
27 Junio	8,35	27	45	90,50	94
4 Julio	8,01	32,5	44,50	92,70	94
16 Julio		32	43,80	91	93,55
31 Julio		32	38,25	87	87,5
15 Agosto		26,50			

CUADRO 8.A

NICOTIANA RUSTICAPESOS FRESCOS DE LAS HOJAS (grs)

MUESTRAS	P	K	N	Mg	Control
5 Abril	0,025	0,521	0,0248	0,817	0,873
5 Mayo	0,088	0,659	1,904	6,213	8,374
20 Mayo	0,110	1,065	2,494	10,08	12,702
4 Junio	0,217	1,828	2,948	12,811	16,142
20 Junio	0,264	2,833	3,847	19,623	22,366
27 Junio	0,264	2,933	3,948	20,593	23,948
4 Julio	0,263	3,02	3,947	20,842	23,624
16 Julio		3,703	3,945	20,216	23,622
31 Julio		3,682	2,585	16,009	16,409
15 Agosto		1,208			

CUADRO 9.A

95

NICOTIANA RUSTICA
PESOS SECOS DE LAS HOJAS (grs)

MUESTRAS	P	K	N	Mg	Control
5 Abril	0,015	0,055	0,016	0,071	0,070
5 Mayo	0,028	0,0655	0,182	0,400	0,532
20 Mayo	0,029	0,117	0,289	1,02	1,035
4 Junio	0,030	0,244	0,291	1,537	1,872
20 Junio	0,032	0,280	0,307	1,913	2,452
27 Junio	0,032	0,284	0,378	1,926	2,452
4 Julio	0,031	0,314	0,366	1,967	2,569
16 Julio		0,356	0,364	1,935	2,491
31 Julio		0,352	0,343	1,719	1,797
15 Agosto		0,325			

CUADRO 10.A

NICOTIANA RUSTICA
CONTENIDO DE NICOTINA EN LAS HOJAS
(Densidades ópticas)

MUESTRAS	P	K	N	Mg	Control
5 Abril		0,09		0,14	0,12
5 Mayo	0,02	0,12	0,32	1,08	0,125 x 10
20 Mayo	0,03	0,26	0,88	0,3x10	0,4 x 10
4 Junio	0,035	0,88	0,98	0,67x10	0,2 x 100
20 Junio	0,04	1,63	1,63	0,3 x100	0,8 x 100
27 Junio	0,04	0,34x10	0,35x10	1 x100	1,7 x 100
4 Julio	0,038	0,81x10	0,35x10	1,01x100	1,73 x 100
16 Julio		1,23x10	0,32x10	0,9 x100	1,34 x 100
31 Julio		1 x10	0,23x10	0,4 x100	0,58 x 100
15 Agosto		0,25x10			

CUADRO 11.A

96

NICOTIANA RUSTICA
CONTENIDO DE NICOTIANA EN LAS HOJAS (grs)

MUESTRAS	P	K	N	Mg	Control
5 Abril		0,000 0130		0,000 0175	0,000 0155
5 Mayo	0,000 0055	0,000 0160	0,000 036	0,000110	0,000 165
20 Mayo	0,000 0065	0,000 0295	0,000 090	0,000340	0,000 430
4 Junio	0,000 0070	0,000 090	0,000100	0,000700	0,002 40
20 Junio	0,000 009	0,000 165	0,000 165	0,003 40	0,0083
27 Junio	0,000 009	0,000 375	0,000380	0,0103	0,0172
4 Julio	0,000 008	0,000 840	0,000380	0,0104	0,0175
16 Julio		0,00125	0,000 360	0,0093	0,0136
31 Julio		0,00103	0,000 260	0,00430	0,0060
15 Agosto		0,000 28			

CUADRO 12.A

NICOTIANA RUSTICA
PORCENTAJES DE NICOTINA EN LAS HOJAS
 (gramos de Nicotina/100 grs. de peso seco planta)

MUESTRAS	P	K	N	Mg	Control
5 Abril		0,0236		0,0246	0,022
5 Mayo	0,0196	0,0244	0,0197	0,0275	0,0310
20 Mayo	0,022	0,0256	0,0312	0,0333	0,0415
4 Junio	0,0233	0,0368	0,0343	0,0455	0,127
20 Junio	0,0281	0,0589	0,0537	0,1777	0,338
27 Junio	0,0281	0,1320	0,100	0,534	0,701
4 Julio	0,0258	0,2675	0,103	0,528	0,681
16 Julio		0,351	0,0989	0,4806	0,5459
31 Julio		0,292	0,0758	0,250	0,3330
15 Agosto		0,086			

CUADRO 13.A

97

NICOTIANA RUSTICA
PESOS FRESCOS DE LOS TALLOS (grs)

MUESTRAS	P	K	N	Mg	Control
5 Abril	0,015	0,359	0,015	0,317	0,39
5 Mayo	0,035	0,392	1,476	5,748	8,302
20 Mayo	0,047	0,667	2,676	9,16	10,686
4 Junio	0,0701	0,97	2,724	11,942	15,437
20 Junio	0,070	1,549	2,8	18,875	22,686
27 Junio	0,069	2,488	3,493	20,875	22,723
4 Julio		2,875	3,446	20,842	22,637
16 Julio		2,986	3,331	20,21	22,017
31 Julio		2,886	2,574	18,124	20,276
15 Agosto		2,585			

CUADRO 14.A

NICOTIANA RUSTICA
PESOS SECOS DE LOS TALLOS (grs)

MUESTRAS	P	K	N	Mg	Control
5 Abril	0,0025	0,0329	0,0025	0,0335	0,0375
5 Mayo	0,0055	0,0372	0,2795	0,395	0,431
20 Mayo	0,0075	0,0650	0,309	1,176	1,273
4 Junio	0,0074	0,125	0,315	1,872	2,307
20 Junio	0,0072	0,162	0,407	2,586	2,827
27 Junio	0,007	0,231	0,442	2,743	2,970
4 Julio		0,306	0,440	2,743	2,965
16 Julio		0,320	0,440	2,730	2,961
31 Julio		0,319	0,310	2,532	2,613
15 Agosto		0,291			

CUADRO 15.A

98

NICOTIANA RUSTICA
D.O. de Nicotina en TALLOS

MUESTRAS	P	K	N	Mg	Control
5 Abril		0,03		0,04	0,05
5 Mayo		0,04	0,31	0,98	1,18
20 Mayo		0,13	0,83	1,23	1,48
4 Junio		0,36	0,92	0,25 x 10	0,35x 10
20 Junio		0,66	1,28	0,43 x 10	0,45 x 10
27 Junio		0,19 x 10	1,58	0,58 x 10	0,63 x 10
4 Julio		0,4 x 10	1,48	0,53 x 10	0,58 x 10
16 Julio		0,4 x 10	1,28	0,52 x 10	0,55 x 10
31 Julio		0,38 x 10	0,27	0,18	0,19
15 Agosto		1,18			

CUADRO 16.A

NICOTIANA RUSTICA
Grs. de Nicotina en TALLOS

MUESTRAS	P	K	N	Mg	Control
5 Abril		0,000 00 75		0,000 008	0,000 009
5 Mayo		0,000 0088	0,000 035	0,0001	0,000120
20 Mayo		0,000 0165	0,000 085	0,000125	0,000150
4 Junio		0,000 040	0,000 095	0,000280	0,000 380
20 Junio		0,000 069	0,000 130	0,000 460	0,000 480
27 Junio		0, 000230	0, 000 160	0,000 600	0,000 660
4 Julio		0, 000 430	0,000 150	0,000560	0,000 600
16 Julio		0,000 430	0,000 130	0,000 550	0, 000 580
31 Julio		0, 000 415	0,000030	0,000 207	0,000 210
15 Agosto		0,000 120			

CUADRO 17.A

99

NICOTIANA RUSTICAPORCENTAJES DE NICOTINA EN LOS TALLOS

(gramos de Nicotina/100 grs. de peso seco de planta)

MUESTRA	P	K	N	Mg	Control
5 Abril		0,0227		0,0238	0,0240
5 Mayo		0,0236	0,0125	0,0253	0,0278
20 Mayo		0,0253	0,0275	0,0106	0,0117
4 Junio		0,032	0,0301	0,0149	0,0164
20 Junio		0,0425	0,0319	0,0177	0,0169
27 Junio		0,099	0,03619	0,0218	0,0222
4 Julio		0,140	0,0340	0,0204	0,0202
16 Julio		0,135	0,0294	0,0201	0,0195
31 Julio		0,130	0,0096	0,0081	0,00803
15 Agosto		0,0412			

CUADRO 18.A

NICOTIANA RUSTICAPESOS FRESCOS DE LAS RAICES (grs)

MUESTRAS	P	K	N	Mg	Control
5 Abril	0,0260	0,172	0,160	0,173	0,173
5 Mayo	0,105	0,227	0,557	0,832	2,012
20 Mayo	0,130	0,263	0,619	2,958	3,124
4 Junio	0,220	0,550	1,064	8,640	9,470
20 Junio	0,284	0,639	1,101	9,654	10,1
27 Junio	0,274	0,674	1,115	9,9	10,70
4 Julio	0,268	0,676	1,329	9,897	10,670
16 Julio		0,677	1,306	9,248	10,462
31 Julio		0,673	0,95	8,9	8,883
15 Agosto		0,571			

CUADRO 19.A

100

NICOTIANA RUSTICA
PESOS SECOS DE LAS RAICES (grs)

MUESTRAS	P	K	N	Mg	Control
5 Abril	0,019	0,02	0,02	0,02	0,016
5 Mayo	0,02	0,022	0,057	0,168	0,271
20 Mayo	0,03	0,0363	0,0725	0,312	0,325
4 Junio	0,035	0,063	0,1640	0,723	0,821
20 Junio	0,039	0,066	0,170	0,800	0,900
27 Junio	0,033	0,082	0,191	0,95	0,97
4 Julio	0,0265	0,093	0,221	0,94	0,96
16 Julio		0,092	0,212	0,932	0,958
31 Julio		0,0851	0,198	0,900	0,911
15 Agosto		0,0756			

CUADRO 20.A

NICOTIANA RUSTICA
D.O. de Nicotina en RAICES

MUESTRAS	P	K	N	Mg	Control
5 Abril		0,02		0,02	0,02
5 Mayo		0,02	0,05	0,47	0,82
20 Mayo	0,03	0,11	0,58	0,98	1,30
4 Junio	0,035	0,19	0,67	0,28 x 10	0,7 x 10
20 Junio	0,035	0,35	0,78	1,23 x 10	1,53 x 10
27 Junio	0,05	0,71	1,72	0,32 x 100	0,45 x 100
4 Julio	0,035	1,23	0,16 x 10	0,25 x 100	0,37 x 100
16 Julio		0,25x 10	1,75	0,25 x 100	0,3 x 100
31 Julio		0,19 x 10	0,73	1,12 x 10	1,18 x 10
15 Agosto		0,88			

NICOTIANA RUSTICA
Grs. de Nicotina en RAICES

MUESTRAS	P	K	N	Mg	Control
5 Abril		0,000 0045		0,000 0045	0,000 005
5 Mayo		0,000 0052	0,000 010	0,000 050	0,000 085
20 Mayo	0,000 006	0,000 015	0,000 060	0,000100	0,000 132
4 Junio	0,000 007	0,000 022	0,000 070	0,000 310	0,000 720
20 Junio	0,000 007	0,000 0385	0,000 080	0,00125	0,00155
27 Junio	0,000 009	0,000074	0,000 173	0,00354	0,00490
4 Julio	0,000 007	0,000 125	0,000 193	0,00282	0,00400
16 Julio		0,000 280	0,000176	0,00280	0,0033
31 Julio		0,000 232	0,000 075	0,00115	0,00120
15 Agosto		0,000 09			

CUADRO 22.A

NICOTIANA RUSTICA
PORCENTAJES DE NICOTINA EN LAS RAICES
(gramos de Nicotina / 100 grs. de peso seco de planta)

MUESTRAS	P	K	N	Mg	Control
5 Abril		0,0225		0,0225	0,0250
5 Mayo		0,0236	0,0175	0,0297	0,0313
20 Mayo	0,02	0,0243	0,0291	0,0328	0,0407
4 Junio	0,02	0,035	0,0426	0,0428	0,0876
20 Junio	0,0179	0,0586	0,0470	0,156	0,172
27 Junio	0,0272	0,0902	0,0905	0,372	0,505
4 Julio	0,0264	0,134	0,0873	0,310	0,416
16 Julio		0,304	0,0833	0,300	0,344
31 Julio		0,272	0,037	0,127	0,131
15 Agosto		0,119			

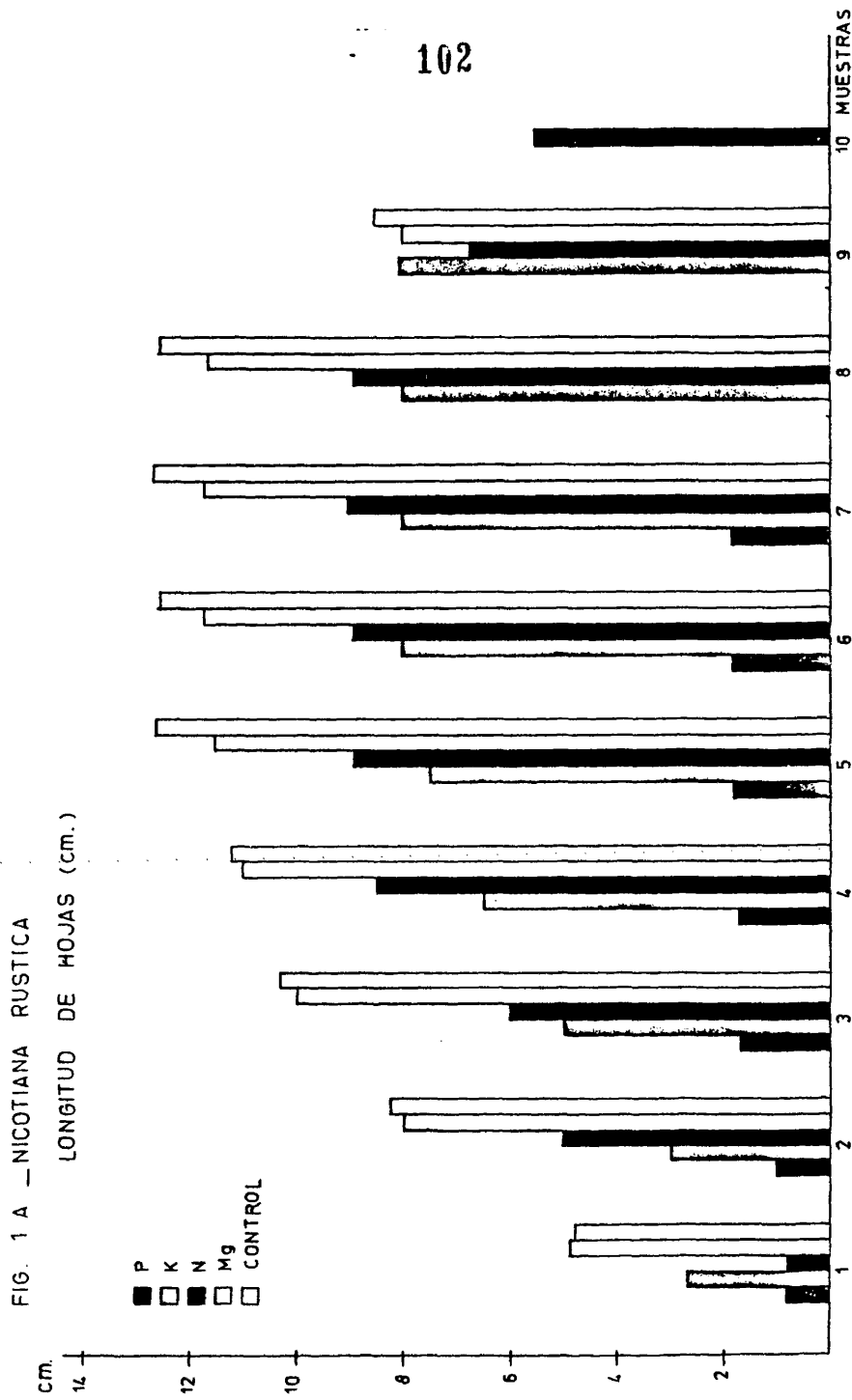


FIG. 2A — NICOTIANA RUSTICA
ANCHURA DE HOJAS (cm.)

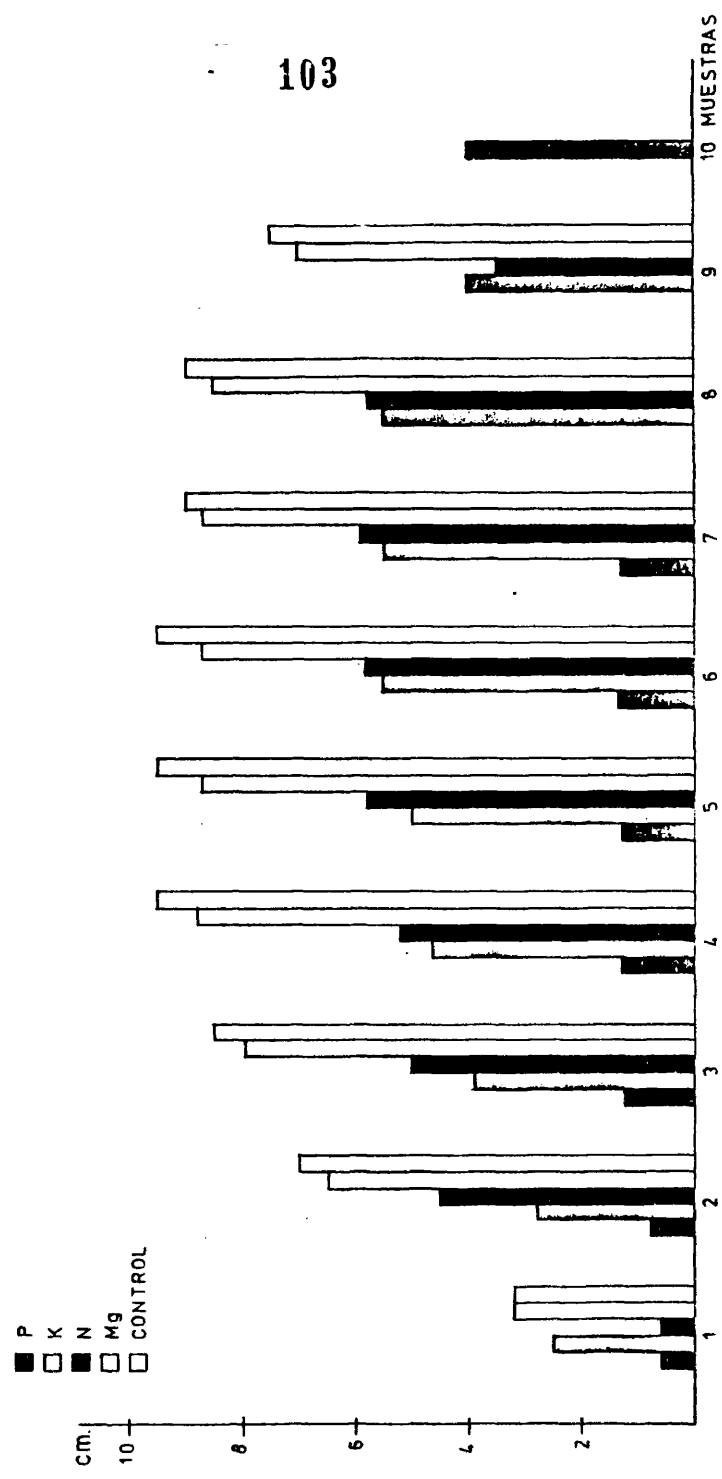


FIG. 3A — NICOTIANA RUSTICA
NUMERO DE HOJAS

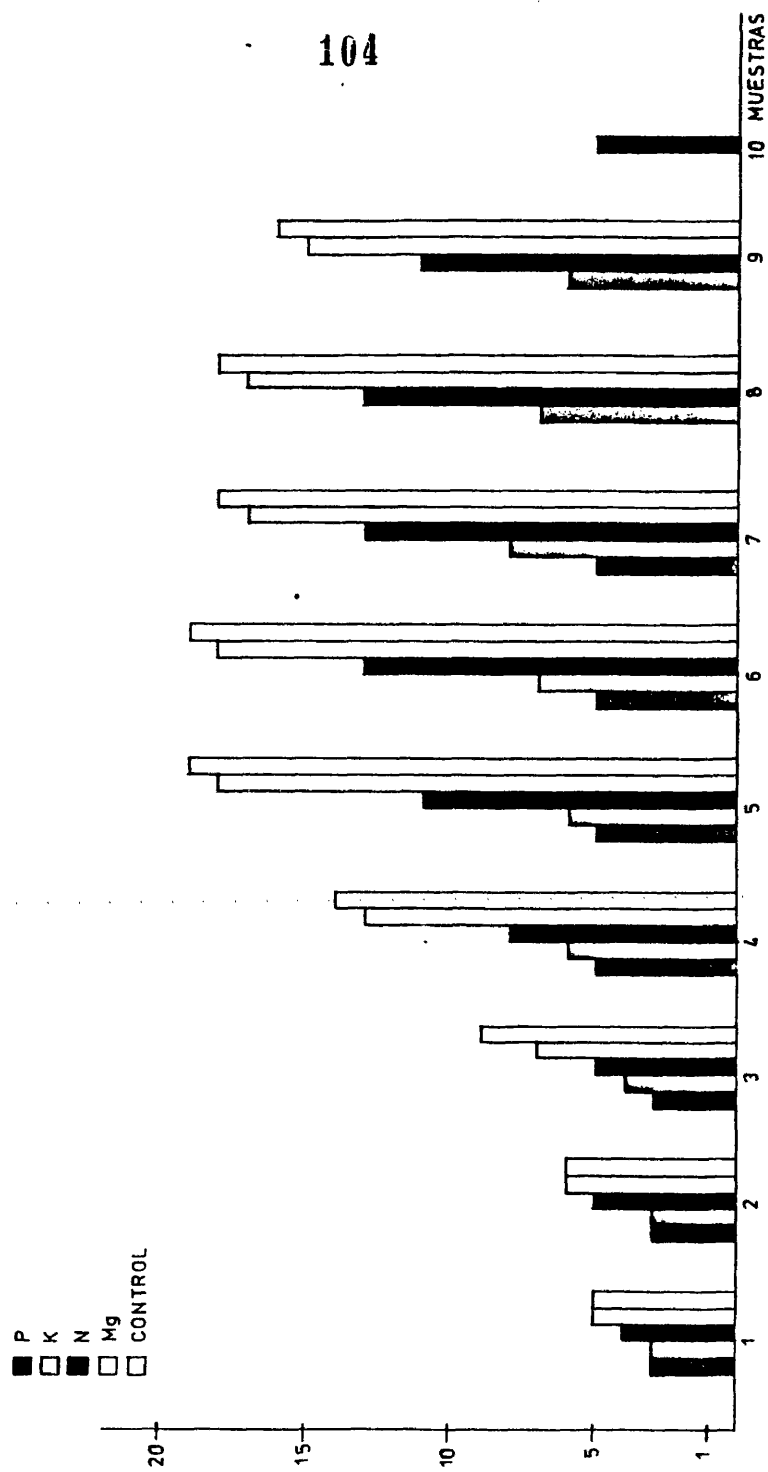


FIG. 4 A — NICOTIANA RUSTICA
LONGITUD DE PECIOLOS (cm.)

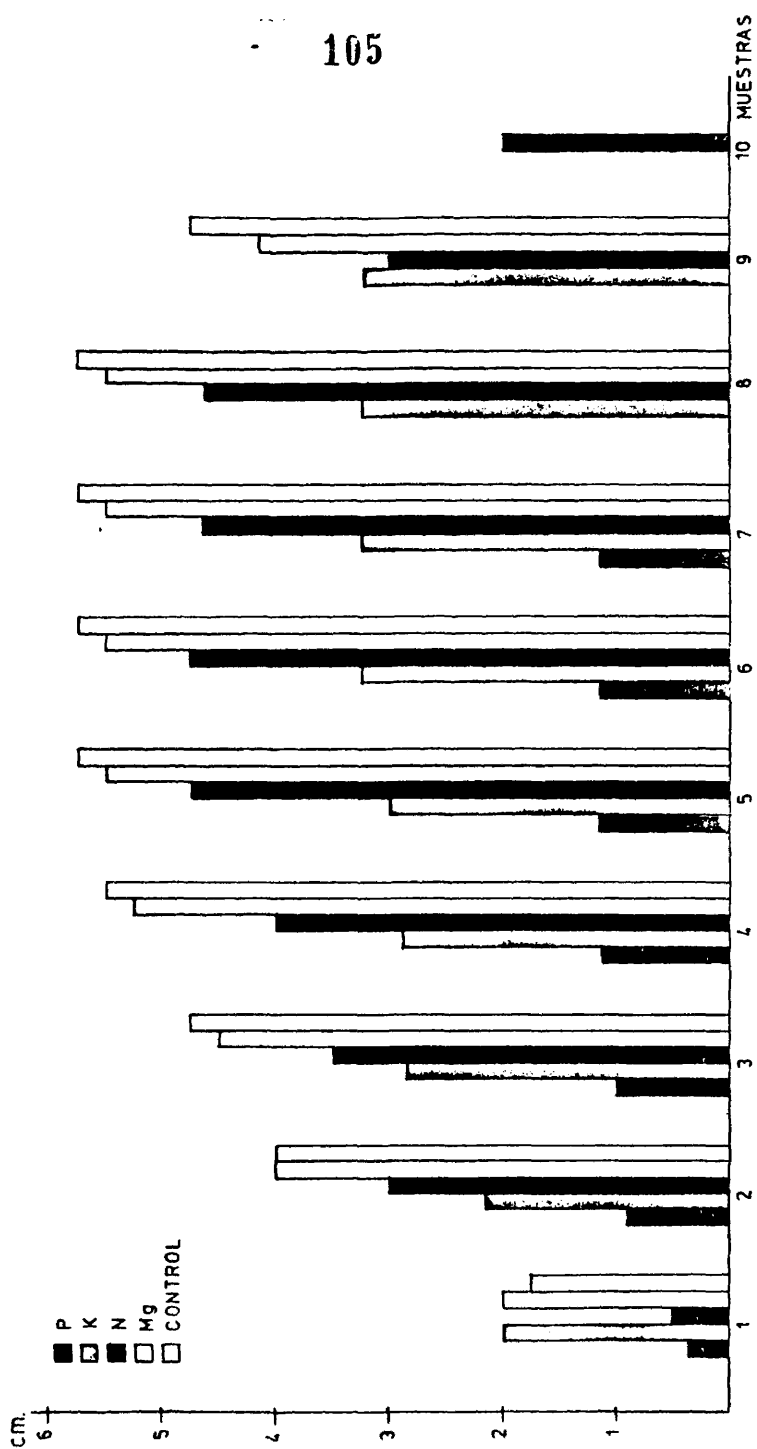


FIG. 5 A — NICOTIANA RUSTICA
LONGITUD RAICES (cm.)

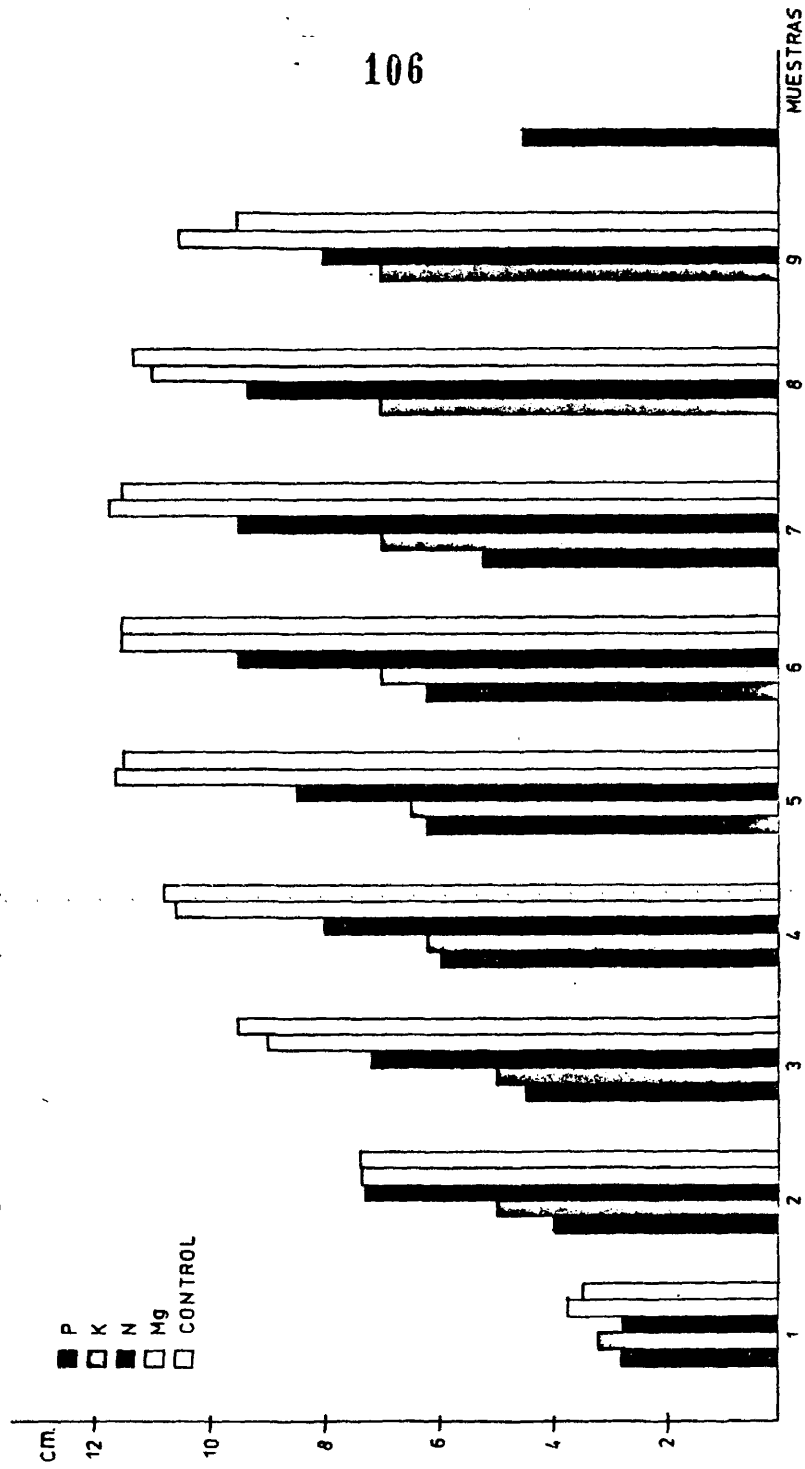


FIG. 6A — NICOTIANA RUSTICA
LONGITUD TALLOS (cm.)

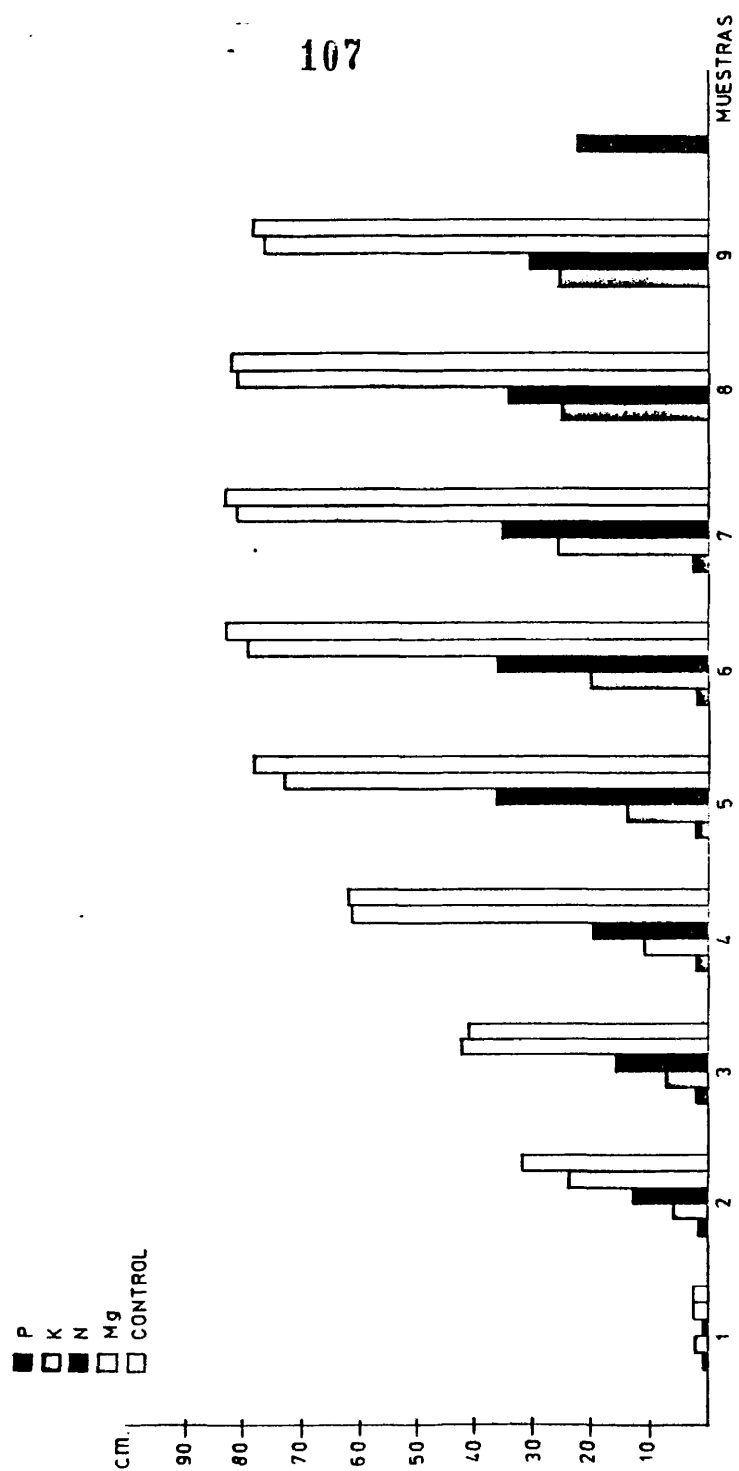


FIG. 7A — NICOTIANA RUSTICA

LONGITUD PLANTA ENTERA (cm.)

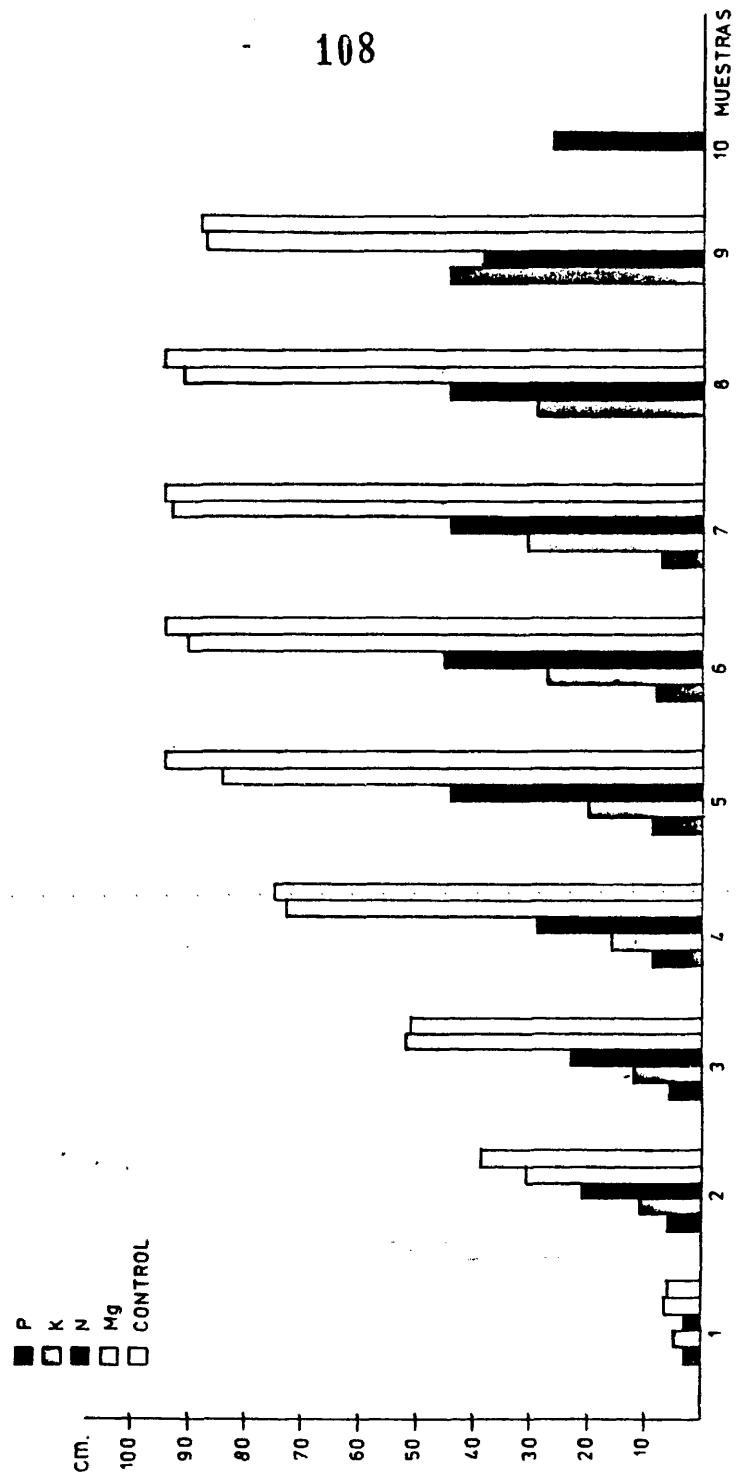
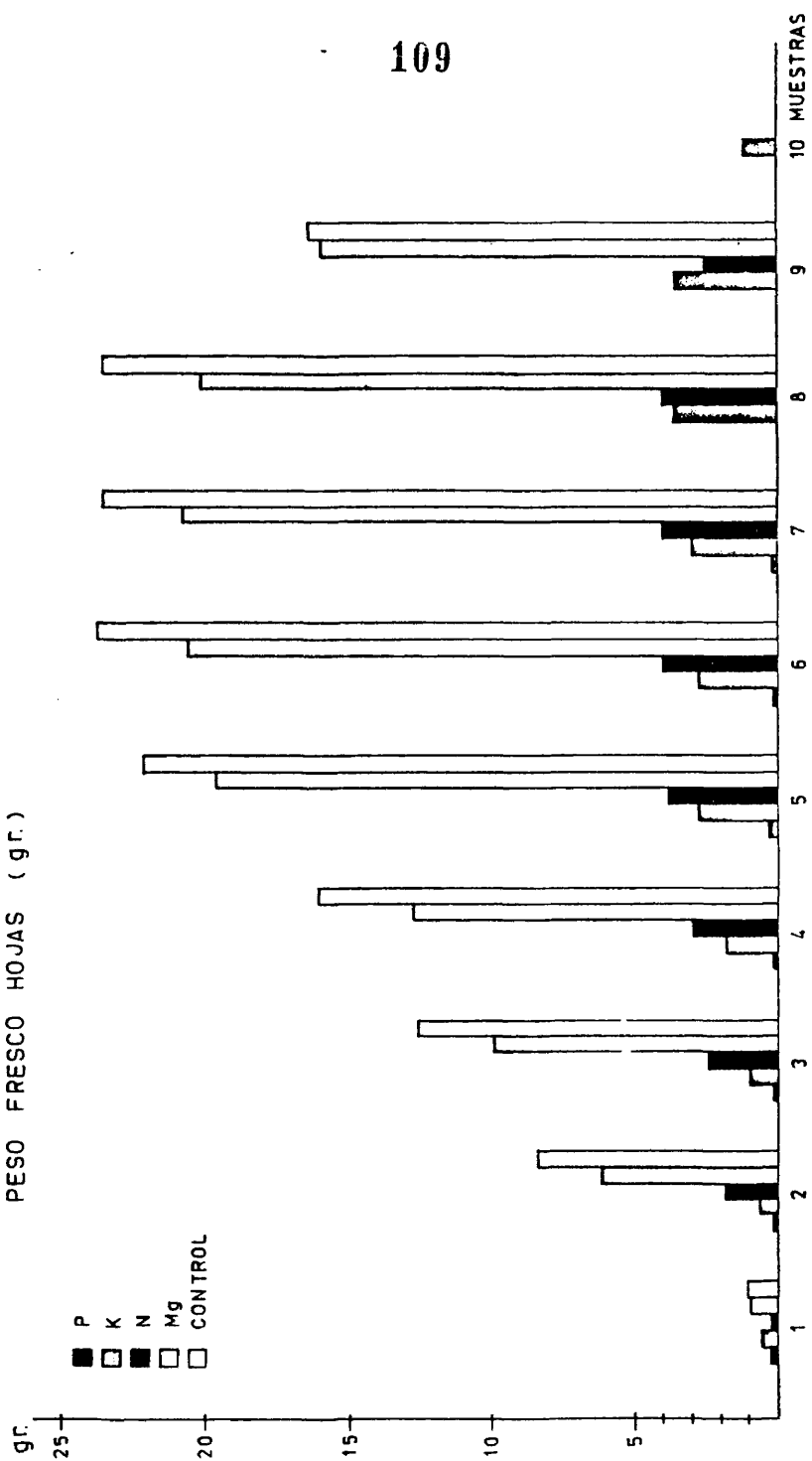


FIG.-8A NICOTIANA RUSTICA
PESO FRESCO HOJAS (gr.)



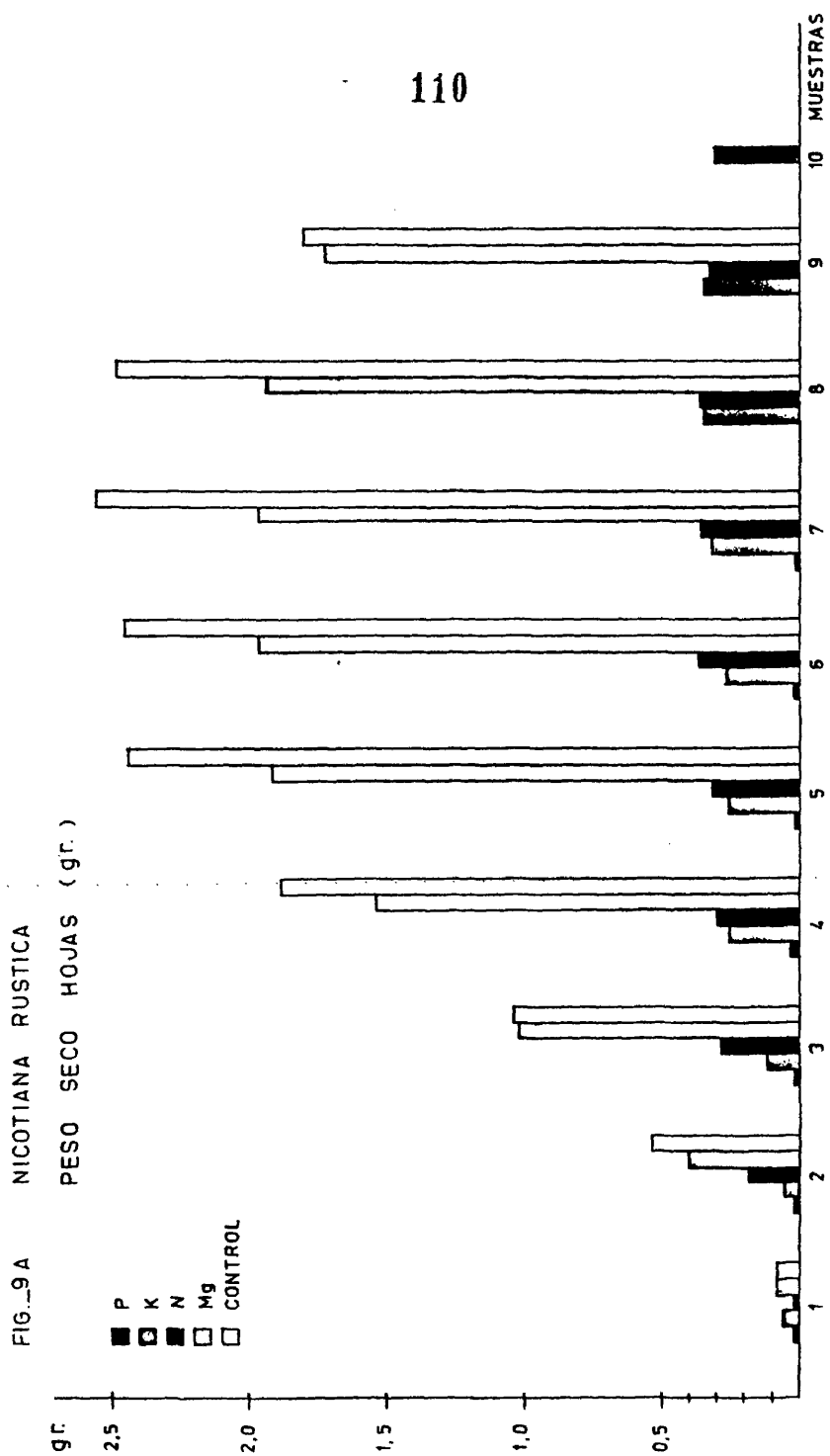


FIG. 10A NICOTIANA RUSTICA

NICOTINA HOJAS — gr. NICOTINA/100 gr. PESO SECO PLANTA

- P
- K
- N
- Mg
- CONTROL

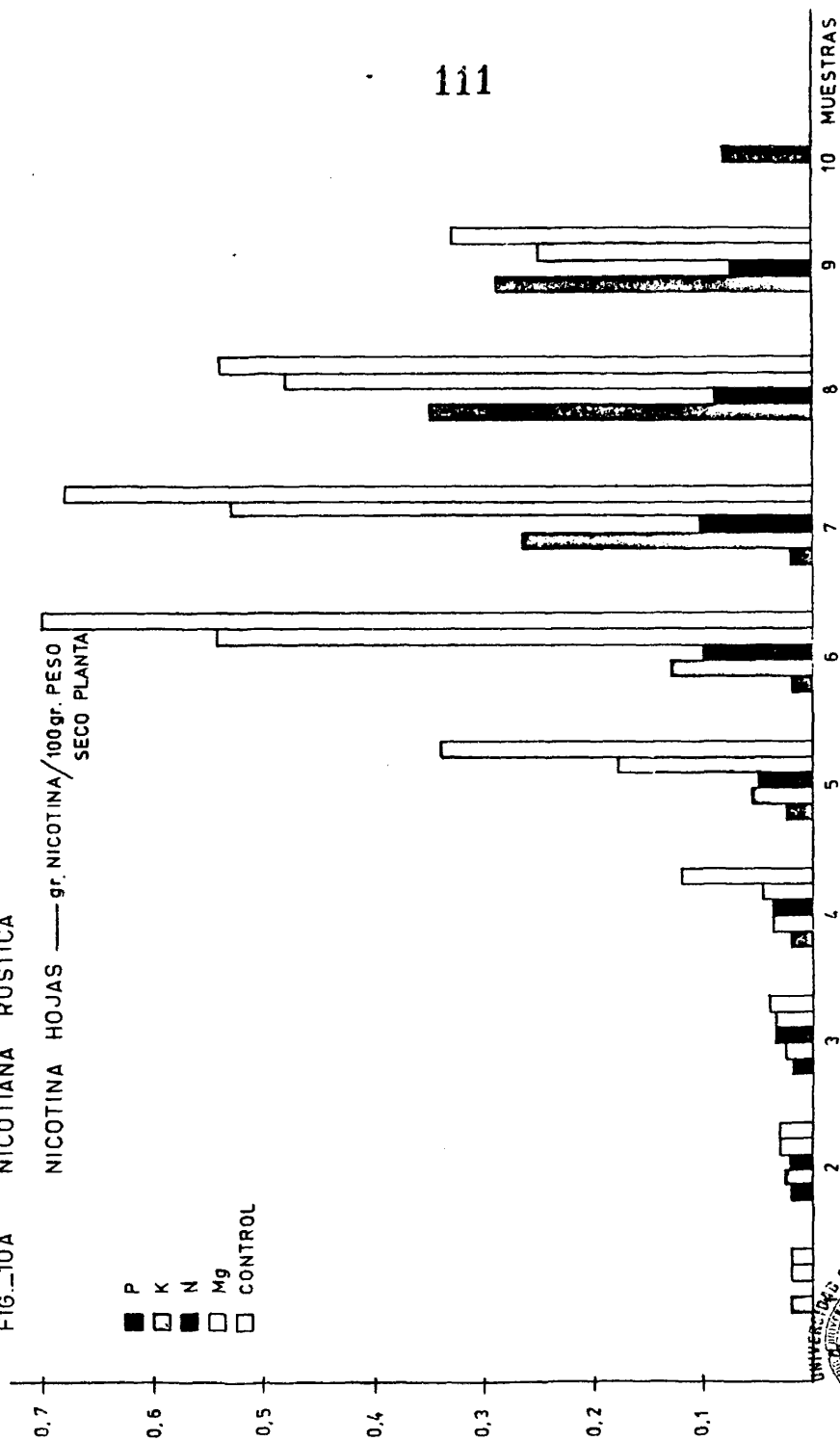


FIG. 11A NICOTIANA RUSTICA

PESO FRESCO TALLOS (gr)

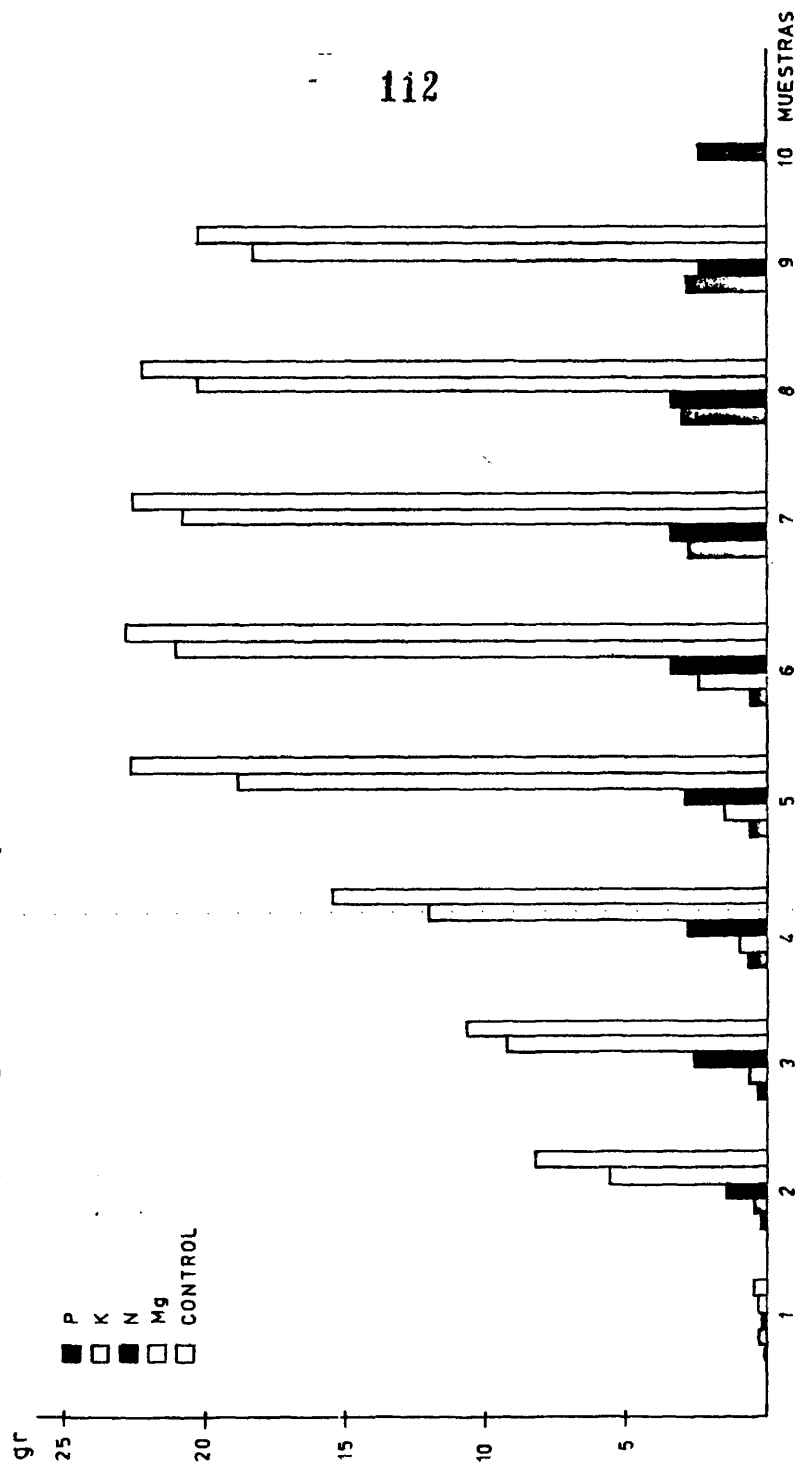
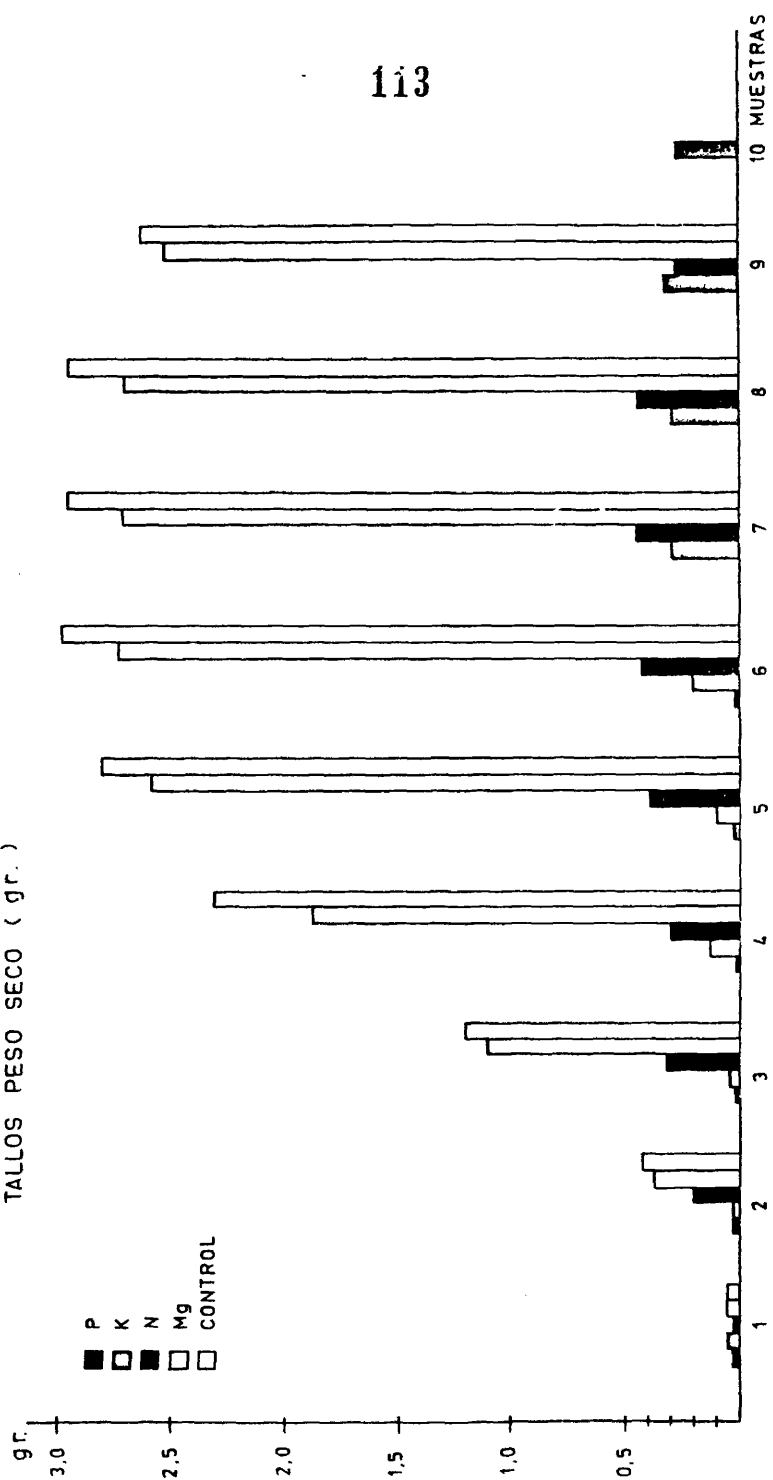


FIG. 12A NICOTIANA RUSTICA
TALLOS PESO SECO (gr.)



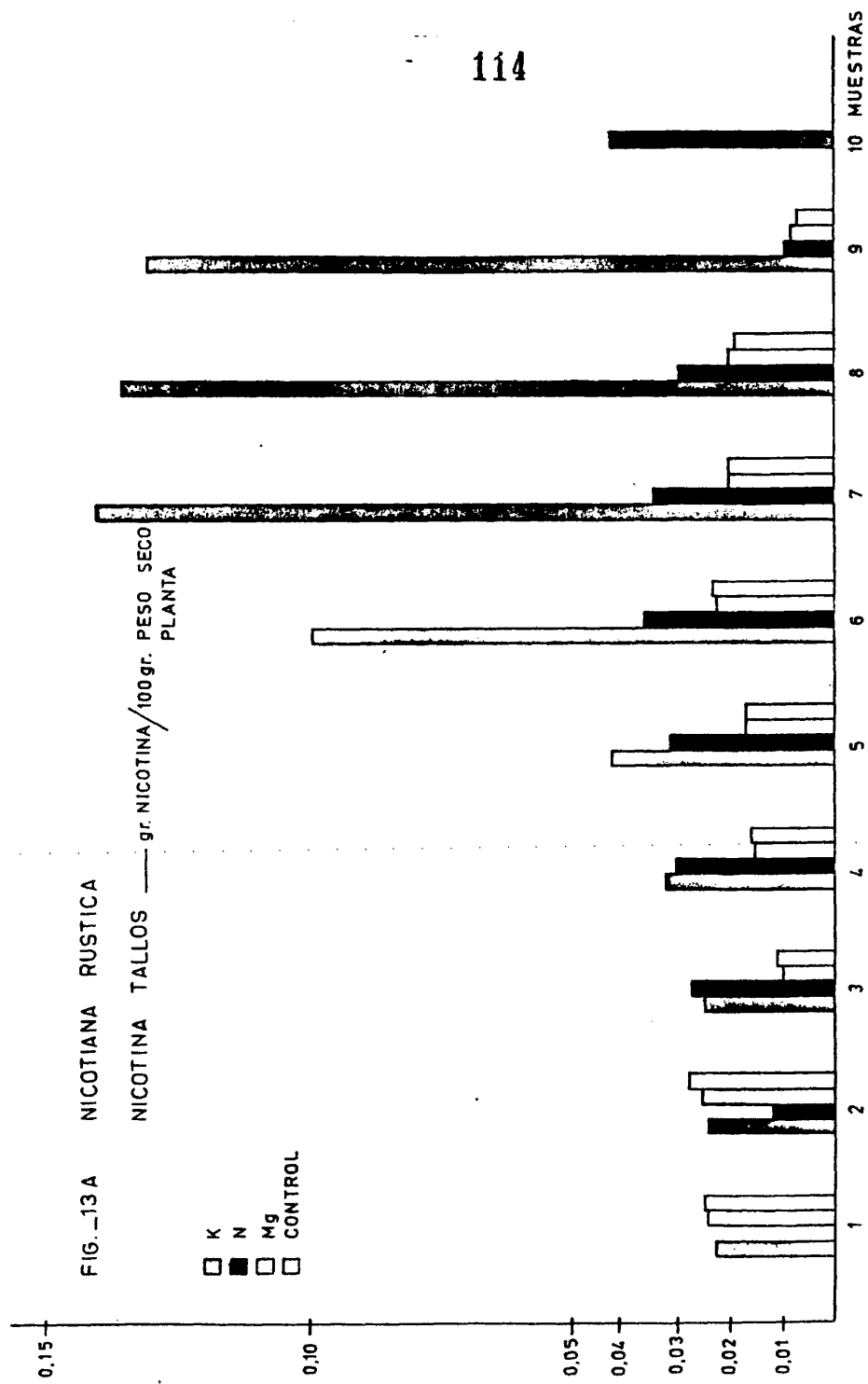
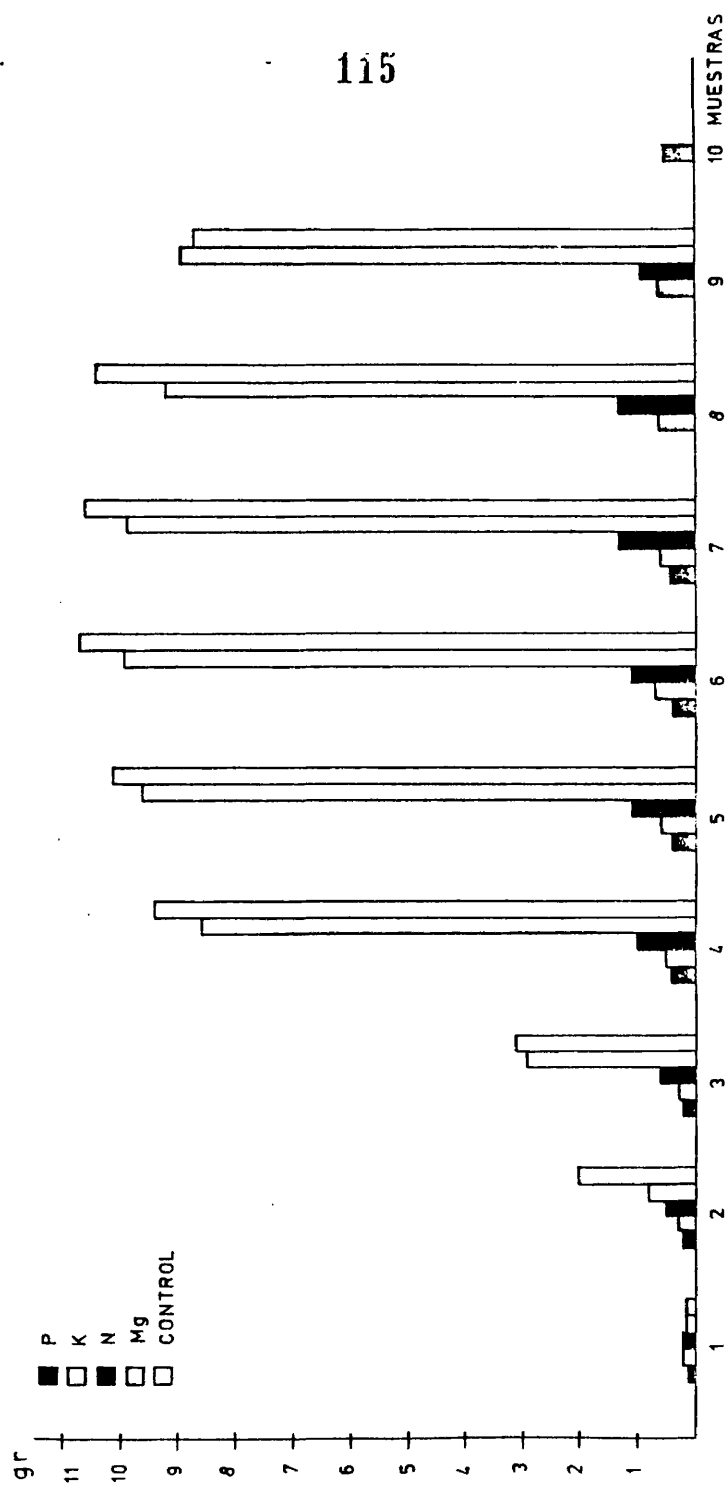


FIG-14 A NICOTIANA RUSTICA
RAICES PESO FRESCO (gr)



FIG_15A NICOTIANA RUSTICA
RAICES PESO SECO

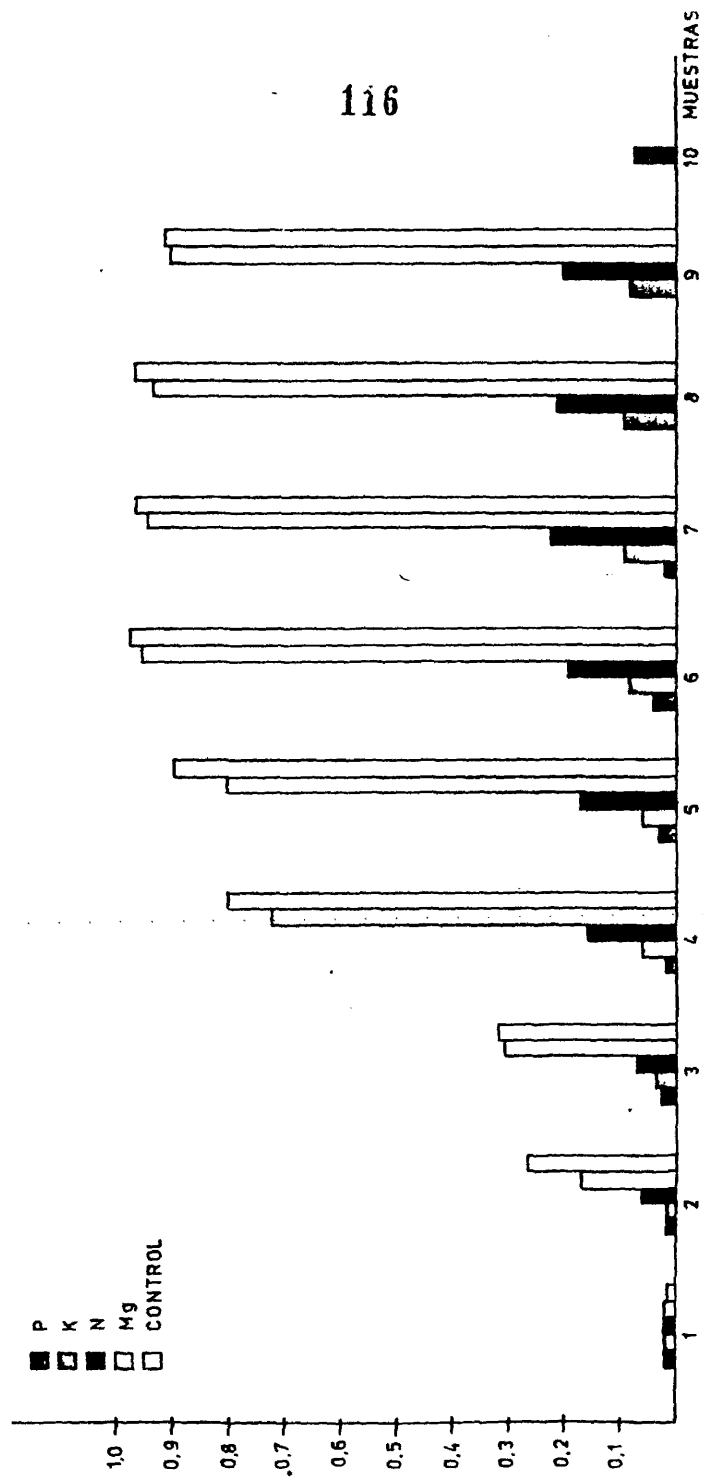
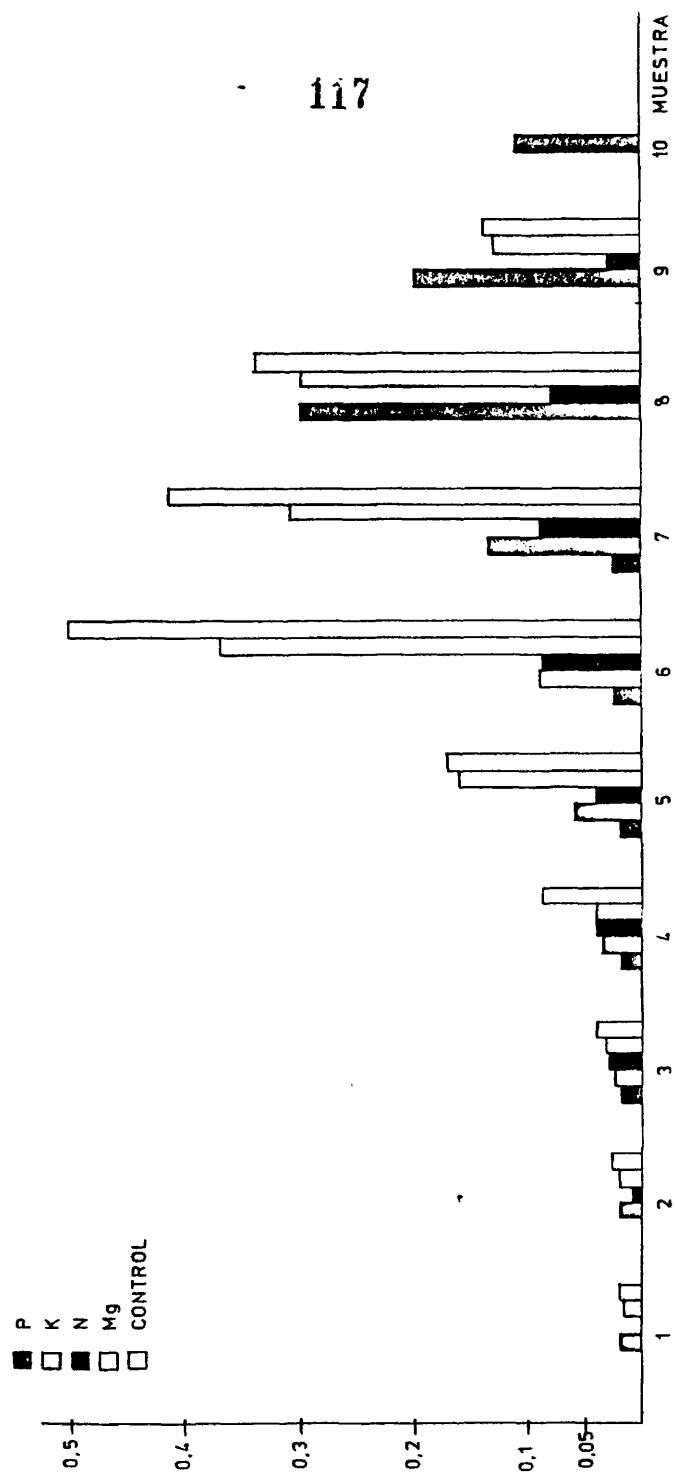


FIG-16 A NICOTIANA RUSTICA

NICOTINA RAICES — gr NICOTINA / 100 gr PESO SECO PLANTA



NICOTIANA RUSTICA

ESTADO VEGETATIVO

Fotos 5 Abril

- nº 1 : Fotografía general de todo el cultivo hidropónico.
- nº 2 : Cultivo hidropónico con carencia de Fósforo.
- nº 3 : Cultivo hidropónico con carencia de Nitrógeno.
- nº 4 : Cultivo Control.

119

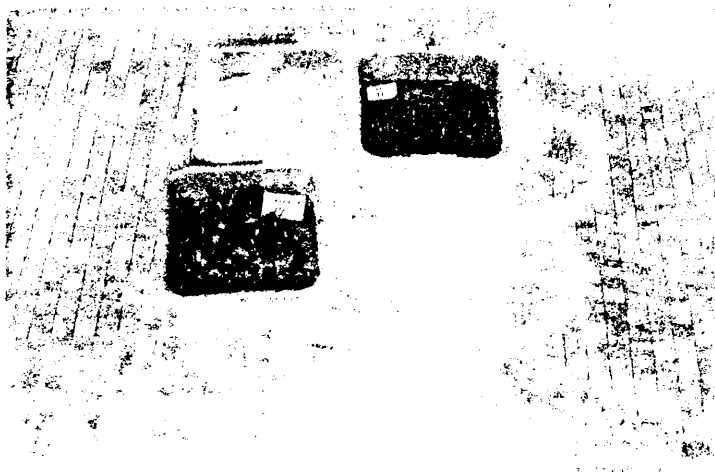


Foto nº 1



Foto nº 2

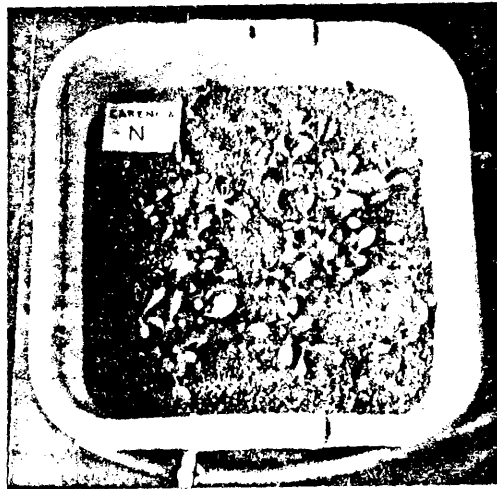


Foto nº 3



Foto nº 4

NICOTIANA RUSTICA

ESTADO VEGETATIVO

Fotos 22 Mayo

nº 5 : Foto general de todo el cultivo.

nº 6 : Foto comparativa de todas las plantas del lote sobre papel.

nº 7 : Cultivo con carencia de Potasio, se observan las necrosis en hojas inferiores.

- 121

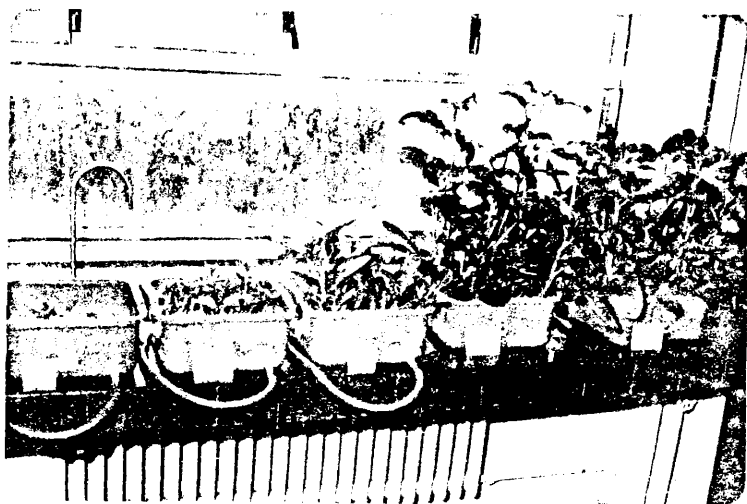


Foto n° 5



Foto n° 6



Foto n° 7

NICOTIANA RUSTICA

FLORACION

Fotos 27 Junio

nº 8 : Foto general de la Floración

nº 9 : Detalle de hoja con carencia de Magnesio.

nº 10: Detalle de carencia de Potasio.

123

Foto n° 8



Foto n° 9

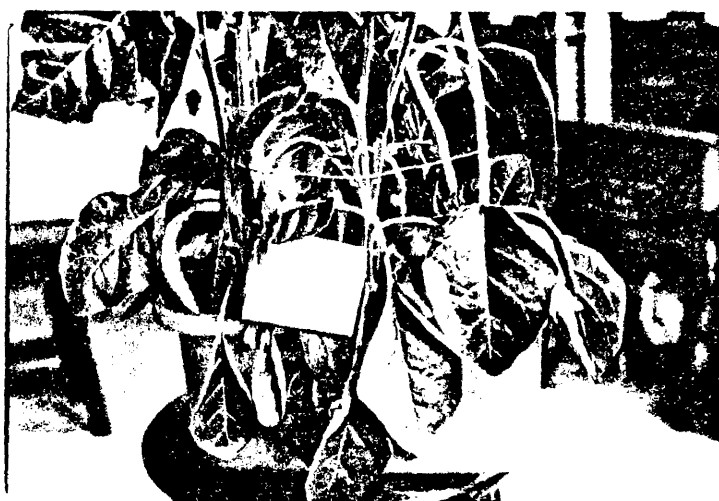


Foto n° 10



NICOTIANA RUSTICA

FRUCTIFICACION

Fotos 15 Julio

nº 11 : Detalle de la Floración de la planta control.

nº 12 : Detalle del cultivo con carencia de Nitrógeno en Fructificación.

nº 13 : Fotografía general del cultivo en la fase de Fructificación.



Foto n° 11



Foto n° 12



Foto n° 13

4.2.- NICOTIANA TABACUM

Las semillas se sembraron el día 21 de Febrero y germinaron 20 días después. Se sometieron al mismo tratamiento que las semillas de *Nicotiana rustica*; Durante la fase de reposo seminal se imbibieron con agua desionizada y en el momento de la aparición de la radícula, se inició el riego con las diferentes soluciones nutritivas carenciales.

Las diferencias de crecimiento nos permite clasificarlas en dos grupos:

Lotes menores	Carencia de Nitrógeno
	Carencia de Fósforo
	Carencia de Potasio
Lotes mayores	Carencia de Magnesio
	Control

Recogimos ocho muestras que comprendían todo el ciclo vital de la planta según se detalla en la TABLA VIII

4.2.1.- Curso de las plantas crecidas en carencia de NITROGENO

I) Alteraciones en los caracteres morfológicos

Las plantas crecidas en deficiencia de Nitrógeno fueron las más pequeñas de toda la serie; crecieron hasta la 5ª muestra (102 días) y a partir de este momento se mantuvieron igual prácticamente hasta senescencia.

Las hojas eran muy pequeñas y su número también pequeño comparado con las plantas del lote Control.

Las raíces fueron mayores que los tallos.

II) Variaciones en peso de las plantas

a) Pesos frescos:

Los pesos frescos más elevados los presentaron las hojas seguidos de las raíces.

b) Pesos secos:

Los valores de pesos secos se mantuvieron proporcionales a los pesos frescos.

III) Variaciones en los estados de FLORACION Y FRUCTIFICACION

Las plantas en deficiencia de Nitrógeno de este lote no llegaron a florecer.

IV) Variaciones en el contenido ALCALOIDICO

El mayor porcentaje de Nicotina lo presentaron las hojas.

Los resultados de Nicotina en tallos no se han especificado, pues por ser muy bajos los pesos secos, por efecto del retardo sobre el crecimiento entran dentro del margen de no fiabilidad dentro de la sensibilidad del método y las condiciones de muestreo en que hemos tenido que operar.

4.2.2.- Curso de las plantas crecidas en carencia de Fósforo.

I) Alteraciones en los caracteres morfológicos

Las plantas de este lote sometidas a carencia de Fósforo crecieron sólo hasta la 5ª muestra, permaneciendo estacionarias hasta la senescencia.

Las plantas fueron de mayor tamaño que las del lote correspondiente a la deficiencia en Nitrógeno. Las hojas fueron también mayores que las de este lote, pero menores que el resto, y lo mismo sucedió con el nº de hojas.

La longitud de la raíz era mayor que la del tallo.

II) Variaciones en peso de las plantas

a) Pesos frescos

Para esta deficiencia en N. tabacum pudo observarse que los pesos más elevados eran los de las hojas, seguido de los tallos y raíces.

b) Pesos secos:

Se comprueba que se mantienen proporcionales a los pesos frescos.

III) Variaciones en los estados de FLORACION y FRUCTIFICACION

De forma parecida al comportamiento de la especie N. rustica, las plantas del lote deficiente en Fósforo de N. tabacum tampoco llegaron a florecer.

IV) Variaciones en el contenido ALCALOIDICO

El mayor porcentaje de Nicotina lo tuvieron las hojas seguido de las raíces. La riqueza de las primeras muestras de tallos no se refleja, por ser muy pequeños los pesos secos. La proporción de Nicotina en tallos fué parecida a la de hojas y raíces.

4.2.3.- Curso de las plantas crecidas en carencia de Potasio.

I) Alteraciones en los caracteres morfológicos

Las plantas de este lote sometidas a deficiencia de Potasio crecieron sólo hasta la 5ª muestra (102 días después de la germinación).

En tamaño fueron mayores que las plantas de los lotes expuestos a carencia de Nitrógeno y Fósforo.

Las hojas fueron también mayores que las de los otros dos lotes registrados antes en tamaño y en número.

La longitud de la raíz fué menor que la de tallo.

II) Variaciones en peso de las plantas

a) Pesos frescos:

Los pesos frescos más elevados correspondieron a las hojas, seguido de tallos y raíces.

b) Pesos secos:

Se mantuvieron proporcionales a los pesos frescos.

III) Variaciones en los estados de FLORACION y FRUCTIFICACION

En este caso a diferencia de lo que ocurría en N. rustica en donde la deficiencia de K provocaba un retraso de la floración y fructificación, las plantas no llegaron a florecer.

IV) Variaciones en el contenido ALCALOIDICO

Las plantas deficientes en K se mostraron más ricas en Nicotina que los lotes de plantas deficientes en Nitrógeno y Fósforo; la mayor proporción se presentó en las hojas seguido de las raíces. Aunque los tallos contenían menos alcaloides, no se manifestaron grandes diferencias entre los tres órganos.

4.2.4.- Curso de las Plantas crecidas en carencia de Magnesio.

I) Alteraciones en los caracteres morfológicos

La carencia de Magnesio no produjo apenas variaciones en el crecimiento. Las plantas eran prácticamente iguales que las del lote Control, con hojas del mismo tamaño y con el mismo número.

Las plantas alcanzan la mayor altura en la fase de Prefloración (5ª muestra).

II) Variaciones en peso de las plantas

a) Pesos frescos:

Los mayores pesos frescos fueron los de las hojas, seguido de tallos y raíces.

b) Pesos secos:

Los mayores pesos secos fueron los de tallos, de modo parecido a como ya reseñamos para las deficiencias en Mg de N. rustica.

III) Variaciones en los estados de FLORACION Y FRUCTIFICACION

Florece y dan fruto a la vez que los lotes Control.

IV) Variaciones en el contenido ALCALOIDICO

El mayor porcentaje de Nicotina se encontró en las hojas, seguido de raíces, mientras que descendía mucho en tallos.

En las dos primeras muestras, la cantidad de Nicotina en tallos fué la misma que en las hojas, pero a medida que las plantas fueron creciendo, la Nicotina aumentó en las hojas y disminuyó en los tallos haciendo muy grandes las diferencias entre los dos órganos tal como cabe espe-

rar de los mecanismos de biosíntesis en raíces, movilización por tallos y acumulación en hojas.

4.2.5.- Curso de las plantas Control.

I) Caracteres morfológicos

Las plantas alcanzaron su máxima altura en la 5ª muestra (estado de Prefloración). Las hojas en esta muestra fueron también mayores en tamaño y en número. A partir de la Floración disminuyó el n° de las hojas, por efecto de la senescencia.

La raíz fué más pequeña que el tallo.

Un hecho importante a destacar es que las plantas Control presentaron grandes diferencias de crecimiento con todos los lotes, excepto con el lote de plantas deficientes en Magnesio.

II) Variaciones en peso de las plantas

a) Pesos frescos:

Los mayores pesos frescos fueron los de las hojas seguido del de los tallos. En cambio los pesos frescos de la raíz fueron mucho menores.

b) Pesos secos:

Como ya reseñamos para N. rustica, también en N. tabacum los mayores pesos secos fueron los de los tallos.

III) Variaciones en los estados de FLORACION Y FRUCTIFICACION

En este lote Control las plantas florecieron a los 109 días de la siembra y dieron fruto a los 124 días.

IV) Variaciones en el contenido ALCALOIDICO

En las plantas Control el mayor porcentaje de Nicotina lo presentaron las hojas, seguido de las raíces. En los tallos la Nicotina bajó mucho a partir de la 2ª muestra. En las hojas en cambio, la riqueza alcaloí

dica siguió aumentando hasta el estado de Prefloración. En esta última muestra se observaron grandes diferencias entre la riqueza en Nicotina de hojas y de tallos.

1) ESTUDIO COMPARATIVO DE LOS CARACTERES MORFOLOGICOS.

Deficiencia de NITROGENO

De todas las deficiencias minerales estudiadas por nosotros en N. tabacum hemos podido comprobar que el Nitrógeno es el elemento que más influye en el desarrollo del vegetal. En efecto las plantas deficientes en Nitrógeno, presentaban un retraso en el crecimiento evidente con respecto a los demás lotes. Crecieron moderadamente hasta la 5ª muestra. No llegaron a florecer y las hojas manifestaron un color amarillo típico.

Deficiencia de FOSFORO

La carencia de Fósforo provoca también un gran retraso en el crecimiento, aunque las plantas llegan a ser algo mayores que las del lote que estaban sometidas a deficiencia de Nitrógeno. Las plantas crecieron sólo hasta la 5ª muestra y no llegaron a florecer.

Deficiencias de POTASIO

Las plantas de este lote sufren también un gran retraso en el crecimiento. Crecen sólo hasta la 5ª muestra y no llegan a florecer. Las hojas presentan típicas necrosis en los bordes, empezando por las más viejas.

Deficiencias de MAGNESIO

Las plantas de los lotes regadas con carencia de Magnesio, no se ven casi afectadas en el crecimiento; alcanzan su altura máxima a partir de la 5ª muestra (102 días). Florecieron y Fructificaron a la vez que los lotes de plantas Control. Las hojas inferiores presentaban una clorosis intervenal típica, destacando las nerviaciones muy oscuras sobre el limbo amarillo.

2) ESTUDIO COMPARATIVO DEL CRECIMIENTO EN LONGITUD Y PESO.a) Longitud

El crecimiento en longitud varía según los lotes. El orden es el siguiente:

<u>LOTES</u>	<u>Long. TALLOS</u>	<u>Long. RAICES</u>	<u>Long. PLANTA ENTERA</u>
Control	+ + + + +	+ + + + +	+ + + + +
Magnesio	+ + + +	+ + + +	+ + + +
Potasio	+ + +	+ + +	+ + +
Fósforo	+ +	+ +	+ +
Nitrógeno	+	+	+

La longitud y anchura de las hojas sigue el mismo orden y lo mismo sucede con el n° de hojas.

b) Pesos

Se expresan las variaciones en peso fresco y peso seco de los distintos lotes:

Los pesos aumentan desde la 1ª muestra hasta la 5ª que en los lotes de plantas deficientes en Magnesio y en las Control corresponde a la Prefloración, a partir de esta muestra se mantienen prácticamente estacionarios hasta la senescencia.

<u>LOTES</u>	<u>PESOS FRESCOS HOJAS</u>	<u>PESOS SECOS HOJAS</u>
Control	+ + + + +	+ + + + +
Magnesio	+ + + +	+ + + +
Potasio	+ + +	+ + +
Fósforo	+ +	+ +
Nitrógeno	+	+

<u>LOTES</u>	<u>PESOS FRESCOS TALLOS</u>	<u>PESOS SECOS TALLOS</u>
Control	+ + + + +	+ + + + +
Magnesio	+ + + +	+ + + +
Potasio	+ + +	+ + +
Fósforo	+ +	+ +
Nitrógeno	+	+

<u>LOTES</u>	<u>PESOS FRESCOS RAIZ</u>	<u>PESOS SECOS RAIZ</u>
Control	+ + + + +	+ + + + +
Magnesio	+ + + +	+ + + +
Potasio	+ + +	+ + +
Fósforo	+ +	+ +
Nitrógeno	+	+

3) ESTUDIO COMPARATIVO DE LA FLORACION Y FRUCTIFICACION

Sólo llegan a florecer los lotes de plantas deficientes en Magnesio y Control y lo hacen a la vez. La floración se produce a los 109 días de germinar (6ª muestra) y la Fructificación a los 124 días (7ª muestra).

4) ESTUDIO COMPARATIVO DEL CONTENIDO ALCALOIDICO

Las determinaciones del alcaloide se han hecho en hojas, tallos y raíces por separado. En algunas muestras, los pesos secos son tan bajos que no se han reflejado los resultados en las tablas ante la posibilidad de error.

Los resultados de la riqueza en Nicotina, se dan en tanto por ciento de peso seco.

Hojas:

En Nicotiana tabacum, los mayores porcentajes de Nicotina aparecen en hojas. Los lotes de plantas deficientes en Nitrógeno y Fósforo son pobres en Nicotina. El lote de plantas deficientes en Potasio, incluido dentro de los lotes menores por resultar muy afectado en el crecimiento, es más rico en Nicotina que los lotes de Nitrógeno y Fósforo. No llega a florecer, pero en la 6ª muestra, que corresponde a la Floración en los lotes de plantas deficientes en Magnesio y en las plantas Control, se produce un gran aumento en el porcentaje de Nicotina, como en los lotes mayores.

En los lotes de plantas cultivadas en carencia de Magnesio y Control, la Nicotina va aumentando poco a poco hasta la 5ª muestra (102 días). En la 6ª muestra (estado de Floración), el aumento es mayor, disminuye algo en Fructificación y baja en Senescencia.

Tallos:

Los porcentajes de Nicotina correspondientes al lote de plantas deficientes en Nitrógeno y las primeras muestras de los lotes en carencia de Fósforo y Potasio no se reflejan por su bajo contenido en alcaloide.

En los lotes de plantas deficientes en Fósforo y Potasio la riqueza de Nicotina en tallos es inferior a la de hojas y raíces, pero no mucho menor. En cambio en los lotes en carencia de Magnesio y en las plantas Control, el porcentaje de Nicotina en tallos es mucho más bajo que en hojas y raíces, tal como corresponde al mayor porte vegetativo y al desarrollo y estado activo funcional de las hojas.

Raíces:

En todos los lotes, el porcentaje de Nicotina en raíces es inferior al de las hojas y superior al de los tallos, pero sin las variaciones que se observan en éstos. En todos los casos resulta proporcional a las hojas, correlaciones que concuerdan con la función biosintética para la nicotina atribuida a las raíces y la función meramente de transporte del tallo hacia las hojas en donde se acumula fundamentalmente la nicotina.

<u>LOTES</u>	<u>% Nicotina en hojas</u>	<u>% Nicotina en tallos</u>	<u>% Nicotina en raíz</u>
Control	+ + + + +	+ +	+ + + + +
Magnesio	+ + + +	+ +	+ + + +
Potasio	+ + +	+ +	+ + +
Fósforo	+ +	+	+ +
Nitrógeno	+		+

NICOTIANA TABACUM

Carencia de N, P, K, Mg y Control

	<u>CUADROS</u>	<u>FIGURAS</u>
- Longitud de las Hojas	1.B	1.B
- Diámetro Hojas	2.B	2.B
- N° de Hojas	3.B	3.B
- Longitud Raíz	4.B	4.B
- Longitud del Tallo	5.B	5.B
- Longitud planta entera	6.B	6.B
- Pesos Frescos Hojas	7.B	7.B
- Pesos Secos Hojas	8.B	8.B
- Porcentaje Nicotina Hojas	11.B	9.B
- Pesos frescos Tallos	12.B	10.B
- Pesos secos Tallos	13. B	11.B
- Porcentajes Nicotina en Tallos	16.B	12.B
- Pesos frescos Raíces	17.B	13.B
- Pesos secos Raíces	18.B	14.B
- Porcentajes Nicotina en Raíces	21.B	15.B

FOTOGRAFIAS

NICOTIANA TABACUM

Carencia de <u>N</u>	n ^{os.}	1, 2, 3, 7, 8, 12 y 13
Carencia de <u>P</u>	"	1, 2, 4, 7, 10, 12 y 13
Carencia de <u>K</u>	"	1, 2, 5, 7, 9, 12 y 13
Carencia de <u>Mg</u>	"	1, 2, 7, 11, 12 y 13
<u>Control</u>	"	1, 2, 7, 12 y 13

CUADRO 1.B

136

NICOTIANA TABACUMCRECIMIENTO EN LONGITUD DE LAS HOJAS (cms)

MUESTRAS	N	P	K	Mg	Control
20 Abril	1	2,5	3	5	7
5 Mayo	1,15	3,25	4	9,75	11,5
20 Mayo	1,25	3,25	4,5	13	14
4 Junio	1,40	3,45	5	16	17,5
20 Junio	1,80	4	5,5	18,25	18,5
27 Junio	1,8	4,05	5,5	18,25	18,5
12 Julio	1,8	4,05	5,5	18,25	18,50
28 Julio	1	3	4,5	14,25	14,25

CUADRO 2.B

NICOTIANA TABACUMCRECIMIENTO EN DIAMETRO DE LAS HOJAS (cms)

MUESTRAS	N	P	K	Mg	Control
20 Abril	0,85	2	2,5	3	4,5
5 Mayo	0,95	2,05	2,8	5	7
20 Mayo	1	2,7	3	9	10
4 Junio	1	2,85	4	12	12,35
20 Junio	1,5	3	4,5	12,5	13
27 Junio	1,5	3	4,5	12,5	13
12 Julio	1,5	3	4,5	12,5	13
28 Julio	1	2,5	3,5	7,25	7,5

CUADRO 3.B

137

NICOTINA TABACUMNº DE HOJAS

MUESTRAS	N	P	K	Mg	Control
20 Abril	3	3	4	5	5
5 Mayo	3	4	4	5	5
20 Mayo	4	4	7	8	10
4 Junio	5	6	9	14	15
20 Junio	7	9	15	25	26
27 Junio	7	10	14	23	24
12 Julio	7	9	14	20	22
28 Julio	6	7	10	19	20

CUADRO 4.B

NICOTIANA TABACUMCRECIMIENTO EN LONGITUD DE LA RAIZ (cms)

MUESTRAS	N	P	K	Mg	Control
20 Abril	1,2	1,4	2,5	2,5	2,5
5 Mayo	2	2	3	5	5,5
20 Mayo	2,25	2,5	3,25	6	7,25
4 Junio	3	3,75	4	6,75	7,5
20 Junio	3,5	4,25	5,5	8,5	10
27 Junio	3,6	4,5	5,5	8,5	10
12 Julio	3,6	4,5	5,5	8,5	10
28 Julio	2,65	4	5	7,65	8,5

CUADRO 5.B

138

NICOTIANA TABACUM
CRECIMIENTO EN LONGITUD DEL TALLO (cms)

MUESTRAS	N	P	K	Mg	Control
20 Abril				4	4
5 Mayo	0,5	1,3	4,5	7,25	12,5
20 Mayo	0,65	1,9	7	26,50	27,25
4 Junio	0,6	2,75	9,5	40,50	41,50
20 Junio	1	3,8	13	78	80
27 Junio	1	3,8	13	78	80
12 Julio	1	3,8	13	77,5	80
28 Julio	0,90	3	12	74,35	75,50

CUADRO 6.B

NICOTIANA TABACUM
CRECIMIENTO EN LONGITUD DE LA PLANTA (cms)

MUESTRAS	N	P	K	Mg	Control
20 Abril	1,2	1,4	2,5	6,5	6,5
5 Mayo	2,5	3,3	7,5	12,25	18
20 Mayo	2,90	4,4	10,25	32,5	34,5
4 Junio	3,6	6,5	13,25	47,20	49
20 Junio	4,5	8,25	18,50	86,50	90
27 Junio	4,6	8,3	18,5	86,50	90
12 Julio	4,6	8,3	18,5	86	90
28 Julio	3,55	7	17	82	84

CUADRO 7.B

139

NICOTIANA TABACUM
PESOS FRESCOS DE LAS HOJAS (grs)

MUESTRAS	N	P	K	Mg	Control
20 Abril	0,030	0,030	0,197	0,283	0,692
5 Mayo	0,063	0,401	0,513	2,002	4,480
20 Mayo	0,081	0,542	0,723	11,486	16,187
4 Junio	0,167	0,766	1,675	14,487	18,642
20 Junio	0,219	0,924	2,110	40,434	50,698
27 Junio	0,218	1,637	3,252	42,861	52,613
12 Julio	0,218	1,635	3,250	42,860	52,601
28 Julio	0,186	1,2	2,910	38,342	47,985

CUADRO 8.B

NICOTIANA TABACUM
PESOS SECOS DE LAS HOJAS (grs)

MUESTRAS	N	P	K	Mg	Control
20 Abril	0,0150	0,0150	0,051	0,203	0,144
5 Mayo	0,025	0,037	0,097	0,250	0,337
20 Mayo	0,026	0,0596	0,101	1,176	1,417
4 Junio	0,029	0,0810	0,168	1,615	1,870
20 Junio	0,033	0,096	0,196	4,364	5,036
27 Junio	0,032	0,155	0,271	4,640	5,223
12 Julio	0,032	0,155	0,270	4,503	5,261
28 Julio	0,018	0,116	0,231	3,841	4,694

CUADRO 9.B

140

NICOTIANA TABACUM
CONTENIDO DE NICOTINA EN LAS HOJAS
(Densidades Opticas)

MUESTRAS	N	P	K	Mg	Control
20 Abril			0,16	0,62	1,04
5 Mayo		0,04	0,42	1,73	0,25 x 10
20 Mayo	0,015	0,12	0,47	1,08 x 10	0,16 x 100
4 Junio	0,03	0,18	0,88	1,7 x 10	0,26 x 100
20 Junio	0,04	0,23	1,07	1,04 x 100	1,48 x 100
27 Junio	0,04	0,4	0,2 x 10	0,16 x 1000	0,19 x 1000
12 Julio	0,045	0,401	0,2 x 10	0,14 x 1000	0,18 x 1000
28 Julio	0,01	0,18	1,23	0,79 x 100	1,02 x 100

CUADRO 10.B

NICOTIANA TABACUM
CONTENIDO DE NICOTINA EN LAS HOJAS (grs)

MUESTRAS	N	P	K	Mg	Control
20 Abril			0,000 0195	0,000 065	0,000 107
5 Mayo		0,000 0086	0,000 045	0,000 175	0,000 284
20 Mayo	0,000 004	0,000 015	0,000 050	0,0011	0,00195
4 Junio	0,000 0068	0,000 0217	0,000 090	0,00172	0,00290
20 Junio	0,000 0080	0,000 0260	0,000 109	0,0107	0,0150
27 Junio	0,000 0080	0,000 0430	0,00023	0,02	0,023
12 Julio	0,000 0085	0,000 0432	0,00023	0,0172	0,021
28 Julio	0,000 003	0,000 022	0,000 125	0,0081	0,0104

CUADRO 11.B

141

NICOTIANA TABACUMPORCENTAJE DE NICOTINA EN LAS HOJAS

(Gramos de Nicotina/100 grs. de peso seco planta)

MUESTRAS	N	P	K	Mg	Control
20 Abril			0,0382	0,063	0,0743
5 Mayo		0,023	0,0464	0,07	0,0843
20 Mayo	0,0153	0,0251	0,0495	0,093	0,137
4 Junio	0,023	0,0268	0,0534	0,106	0,156
20 Junio	0,024	0,0273	0,0556	0,245	0,297
27 Junio	0,024	0,0277	0,0848	0,431	0,441
12 Julio	0,026	0,0278	0,0851	0,381	0,399
28 Julio	0,016	0,018	0,0541	0,210	0,221

CUADRO 12.B

NICOTIANA TABACUMPESOS FRESCOS DE LOS TALLOS (grs)

MUESTRAS	N	P	K	Mg	Control
20 Abril				0,192	0,403
5 Mayo	0,0315	0,141	0,176	0,628	2,32
20 Mayo	0,0357	0,163	0,271	5,969	9,193
4 Junio	0,0412	0,215	0,864	8,213	12,821
20 Junio	0,0502	0,419	1,440	39,130	41,770
27 Junio	0,050	0,502	1,641	41,813	44,329
12 Julio	0,05	0,485	1,640	41,621	44,310
28 Julio	0,03	0,342	0,930	36,320	39,115

CUADRO 13.B

114

NICOTIANA TABACUM
PESOS SECOS DE LOS TALLOS (grs)

MUESTRAS	N	P	K	Mg	Control
20 Abril				0,02	0,033
5 Mayo	0,0050	0,012	0,016	0,033	0,092
20 Mayo	0,005	0,013	0,022	0,441	0,844
4 Junio	0,0055	0,020	0,071	0,525	0,917
20 Junio	0,006	0,042	0,134	4,211	4,497
27 Junio	0,006	0,047	0,181	5,456	5,676
12 Julio	0,006	0,045	0,180	5,213	5,496
28 Julio	0,005	0,029	0,136	4,125	4,259

CUADRO 14.B

NICOTIANA TABACUM
D. O. de Nicotina en TALLOS

MUESTRAS	N	P	K	Mg	Control
20 Abril				0,08	0,2
5 Mayo				0,19	0,78
20 Mayo			0,03	0,24 x 10	0,58 x 10
4 Junio		0,01	0,31	0,28 x 10	0,64 x 10
20 Junio		0,06	0,64	0,22 x 100	0,29 x 100
27 Junio		0,08	1,25	0,27 x 100	0,32 x 100
12 Julio		1,10	1,25	0,26 x 100	0,31 x 100
28 Julio		0,01	0,52	0,9 x 10	0,94 x 10

CUADRO 15.B

143

NICOTIANA TABACUM

Grs de Nicotina en TALLOS

MUESTRAS	N	P	K	Mg	Control
20 Abril				0,000 012	0,000 024
5 Mayo			0,000 0038	0,000 023	0,000 080
20 Mayo			0,000 0066	0,000 270	0,000 610
4 Junio		0,000 0047	0,000 034	0,000 320	0,000 675
20 Junio		0,000 010	0,000 067	0,00256	0,00330
27 Junio		0,000 0114	0,000 127	0,00310	0,00355
12 Julio		0,000112	0,000127	0,00290	0,00341
28 Julio		0,000 0048	0,000 055	0,00092	0,00096

CUADRO 16.B

NICOTIANA TABACUMPORCENTAJES DE NICOTINA EN LOS TALLOS

(gramos de Nicotina/100 grs. de peso seco de planta)

MUESTRAS	N	P	K	Mg	Control
20 Abril				0,0631	0,0721
5 Mayo			0,0231	0,0692	0,086
20 Mayo			0,0301	0,061	0,072
4 Junio		0,023	0,0473	0,06	0,073
20 Junio		0,0238	0,0504	0,06	0,073
27 Junio		0,0242	0,0704	0,056	0,0624
12 Julio		0,0248	0,0706	0,055	0,0621
28 Julio		0,0165	0,040	0,0223	0,0226

CUADRO 17.B

144

NICOTIANA TABACUM
PESOS FRESCOS EN LAS RAICES (grs)

MUESTRAS	N	P	K	Mg	Control
20 Abril	0,02	0,029	0,036	0,108	0,153
5 Mayo	0,056	0,176	0,205	0,682	0,721
20 Mayo	0,074	0,210	0,225	5,321	6,456
4 Junio	0,116	0,231	0,398	9,187	11,314
20 Junio	0,160	0,241	0,487	12,539	14,621
27 Junio	0,166	0,252	0,526	16,917	22,614
12 Julio	0,164	0,242	0,525	16,325	22,521
28 Julio	0,103	0,211	0,421	13,341	18,619

CUADRO 18.B

NICOTIANA TABACUM
PESOS SECOS DE LAS RAICES (grs)

MUESTRAS	N	P	K	Mg	Control
20 Abril	0,01	0,0113	0,018	0,018	0,023
5 Mayo	0,012	0,0120	0,020	0,044	0,046
20 Mayo	0,013	0,0125	0,035	0,422	0,454
4 Junio	0,02	0,02	0,063	0,621	0,632
20 Junio	0,021	0,043	0,076	0,936	0,981
27 Junio	0,0230	0,044	0,116	1,321	1,772
12 Julio	0,023	0,044	0,106	1,310	1,768
28 Julio	0,0190	0,027	0,085	0,983	1,170

CUADRO 19.B

145

NICOTIANA TABACUM

D.O. de Nicotina en RAICES

MUESTRAS	N	P	K	Mg	Control
20 Abril			0,02	0,026	0,06
5 Mayo			0,035	0,12	0,185
20 Mayo			0,09	0,20 x 10	0,275 x 10
4 Junio	0,01	0,03	0,24	0,39 x 10	0,43x 10
20 Junio	0,011	0,06	0,355	0,685x 10	1,15x 10
27 Junio	0,015	0,07	0,825	0,18 x 100	0,28x 100
12 Julio	0,016	0,070	0,76	0,17 x 100	0,275x 100
28 Julio		0,025	0,24	0,3 x 10	0,73 x 10

CUADRO 20.B

NICOTIANA TABACUM

Grs. de Nicotina en RAICES

MUESTRAS	N	P	K	Mg	Control
20 Abril			0,000 0043	0,000 0046	0,000 0093
5 Mayo			0,000 0057	0,000 0153	0,000 0220
20 Mayo			0,000 0129	0,000 238	0,000 312
4 Junio	0,000 0032	0,000 0048	0,000 0266	0,000 423	0,000 456
20 Junio	0,000 0034	0,000 0110	0,000 0390	0,000709	0,00117
27 Junio	0,000 0038	0,000 0113	0,000 0853	0,00217	0,00315
12 Julio	0,000 0039	0,000 0113	0,000 0781	0,00207	0,00306
28 Julio		0,000 0045	0,000 027	0,000 335	0,000 76

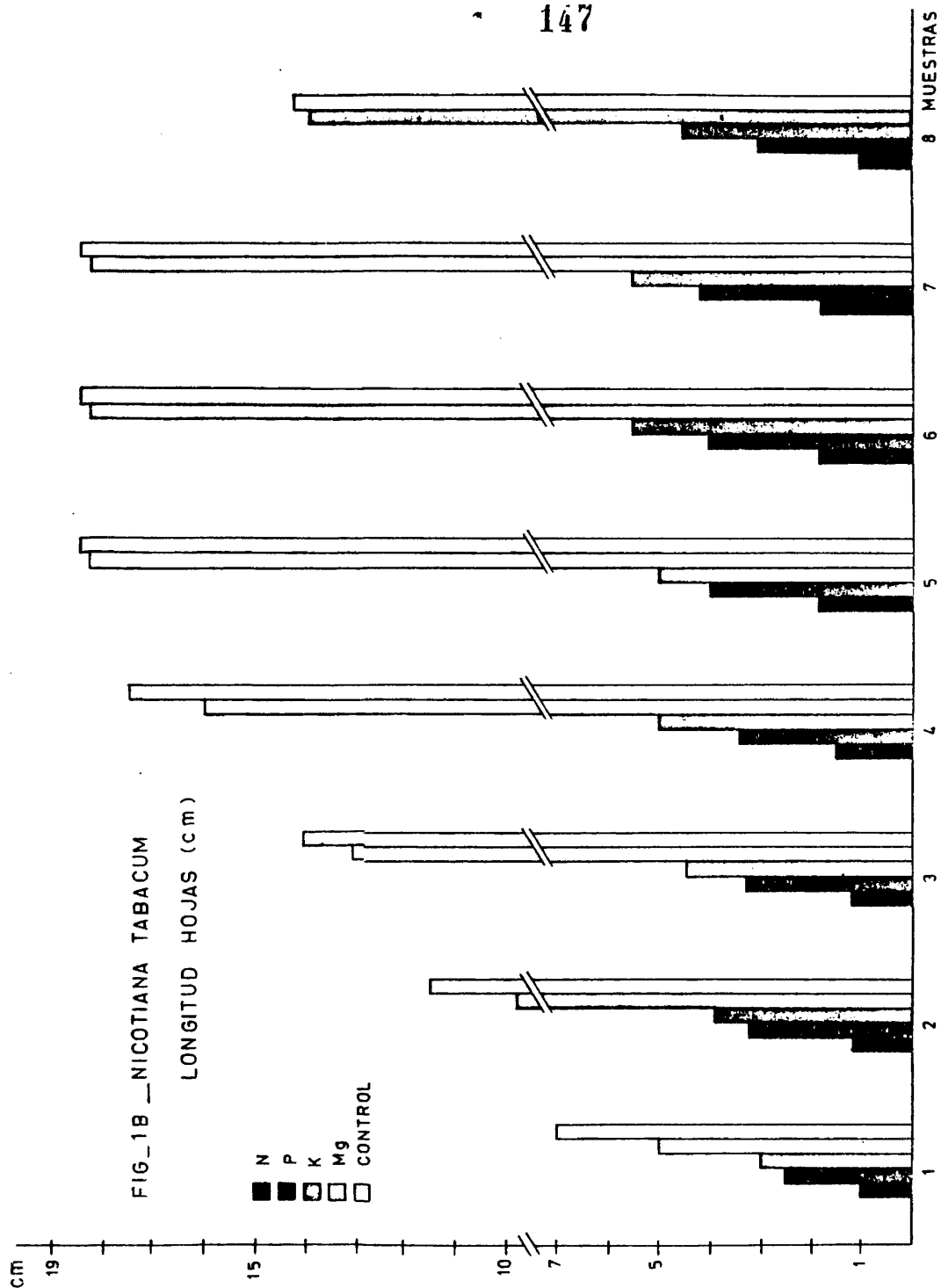
NICOTIANA TABACUMPORCENTAJES DE NICOTINA EN LAS RAICES

(gramos de Nicotina/100 grs. de peso seco de planta)

MUESTRAS	N	P	K	Mg	Control
20 Abril			0,0239	0,0255	0,0404
5 Mayo			0,0285	0,0347	0,0478
20 Mayo			0,0368	0,0563	0,0687
4 Junio	0,0161	0,0242	0,0422	0,0681	0,0722
20 Junio	0,0162	0,0256	0,0513	0,0757	0,119
27 Junio	0,0165	0,0257	0,0735	0,1640	0,177
12 Julio	0,0168	0,0257	0,0736	0,1580	0,173
28 Julio		0,016	0,0317	0,034	0,065

FIG_1B _NICOTIANA TABACUM
LONGITUD HOJAS (cm)

N
P
K
Mg
CONTROL



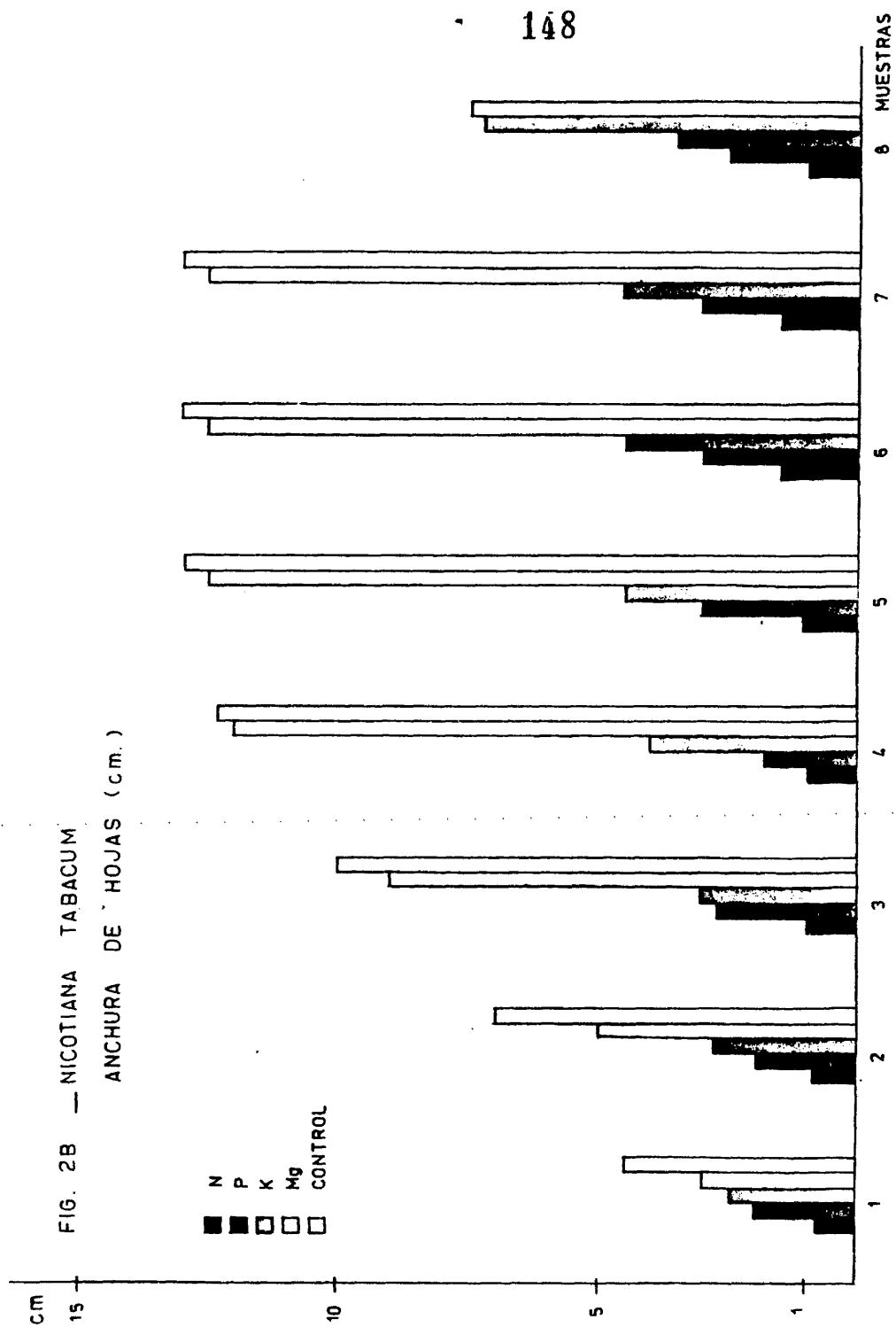


FIG. 3B — NICOTIANA TABACUM

NUMERO DE HOJAS

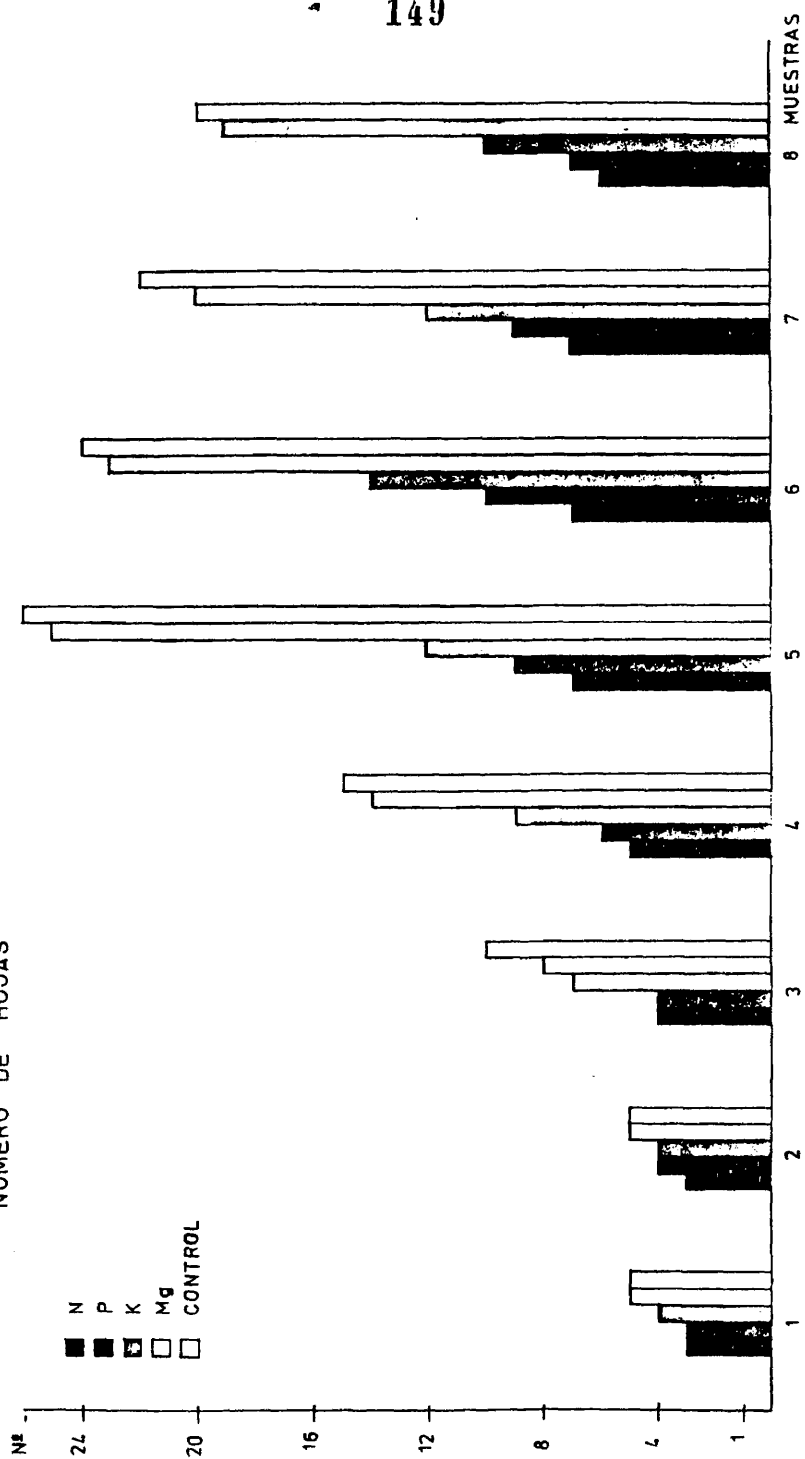
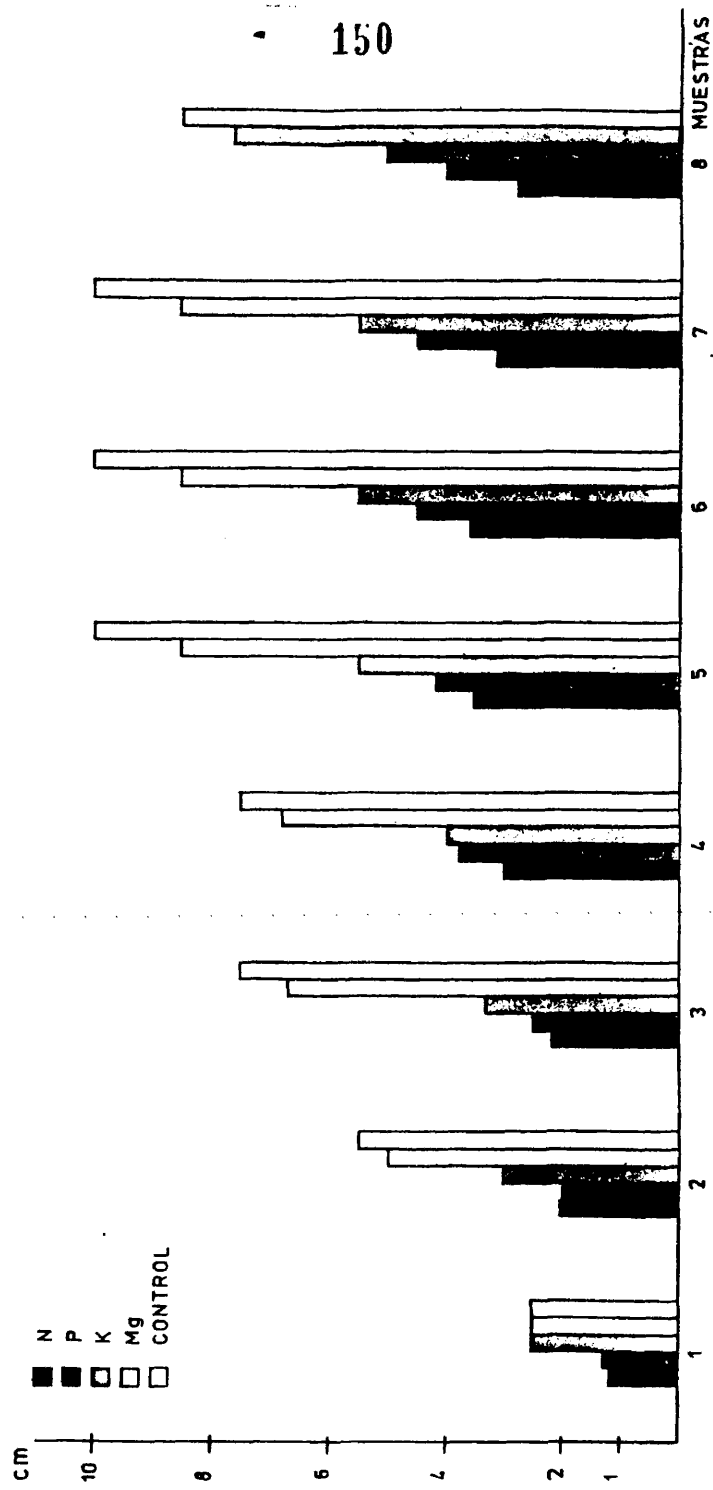
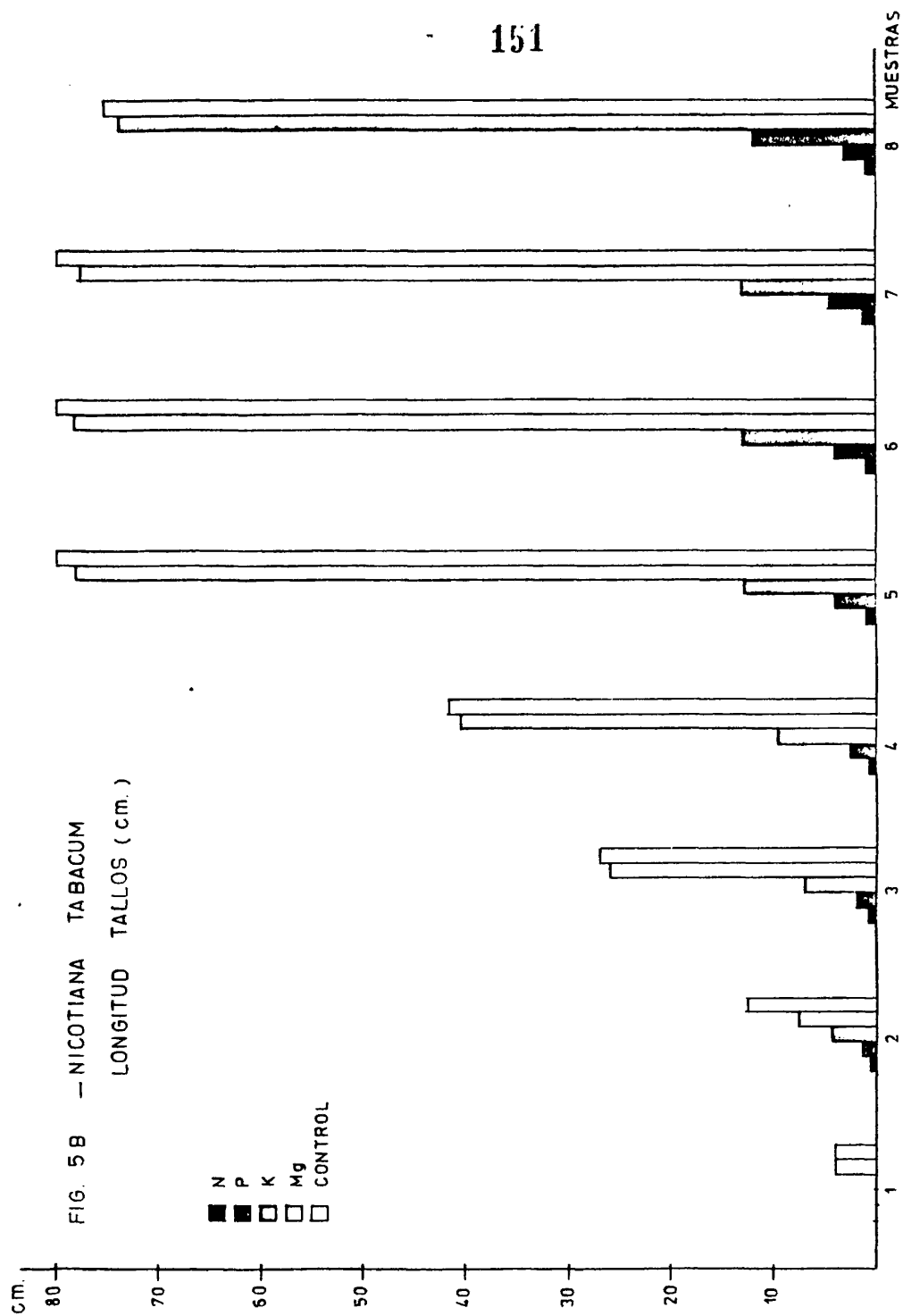
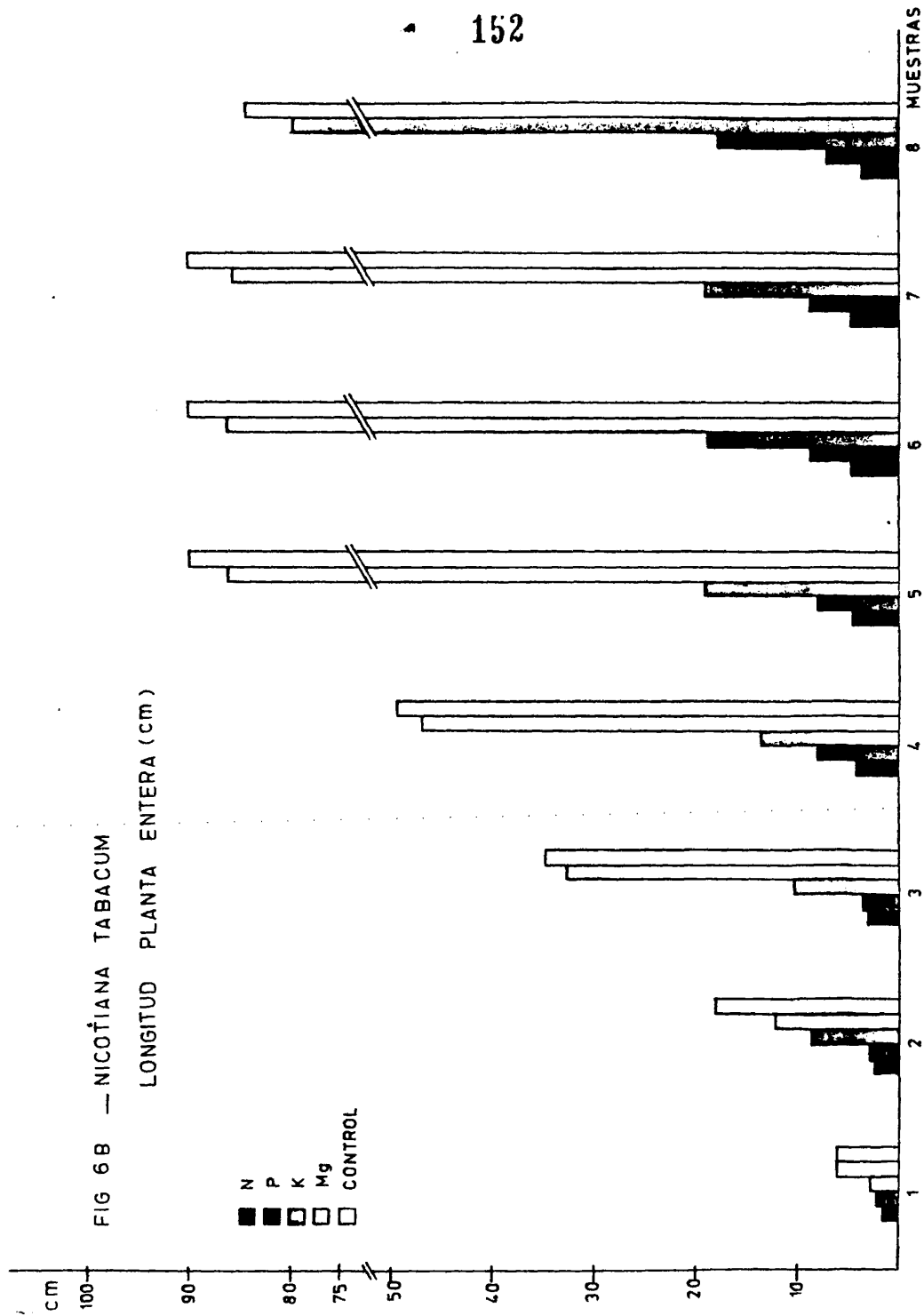
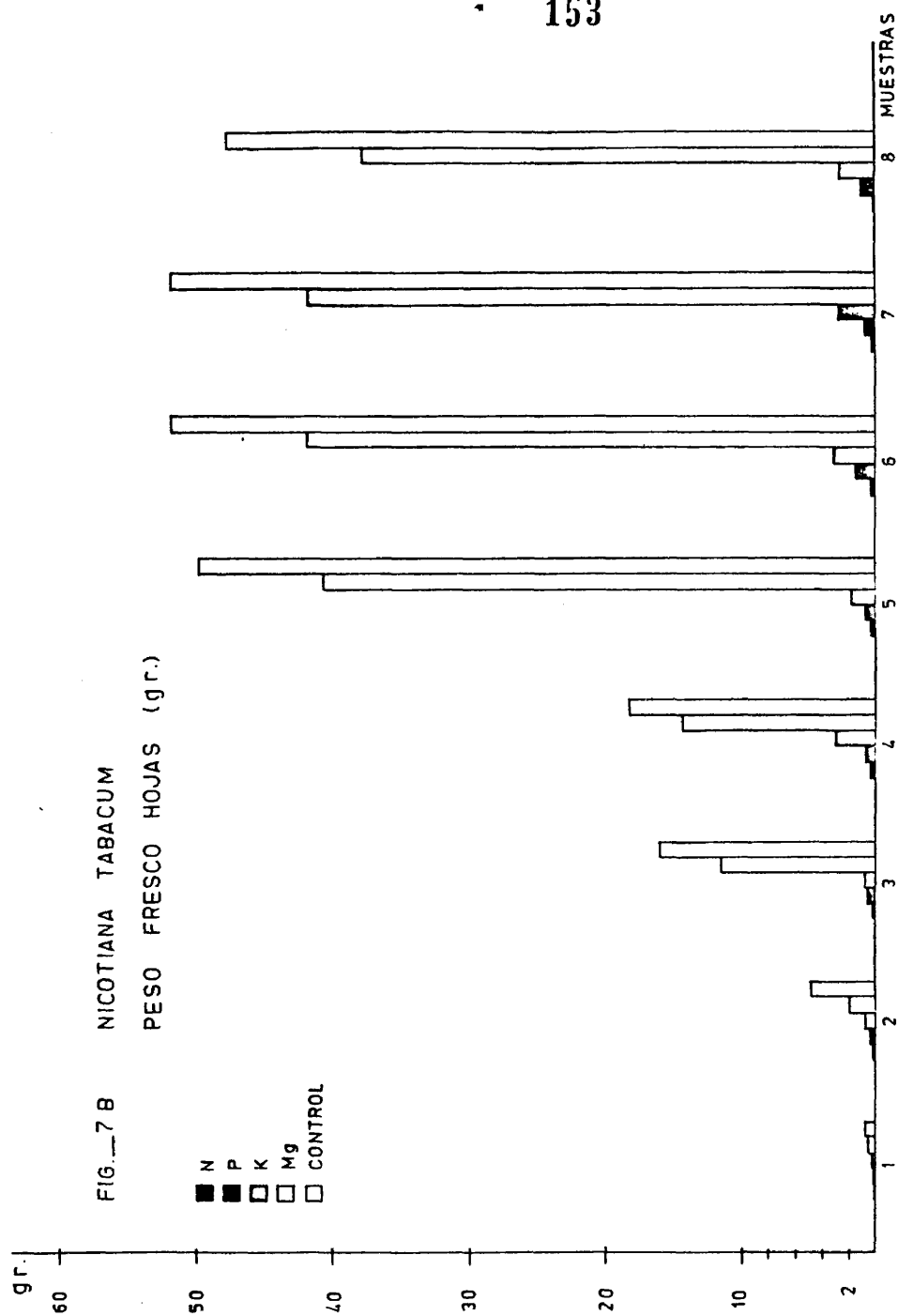


FIG. 4B NICOTIANA TABACUM
LONGITUD RAIZ (cm)









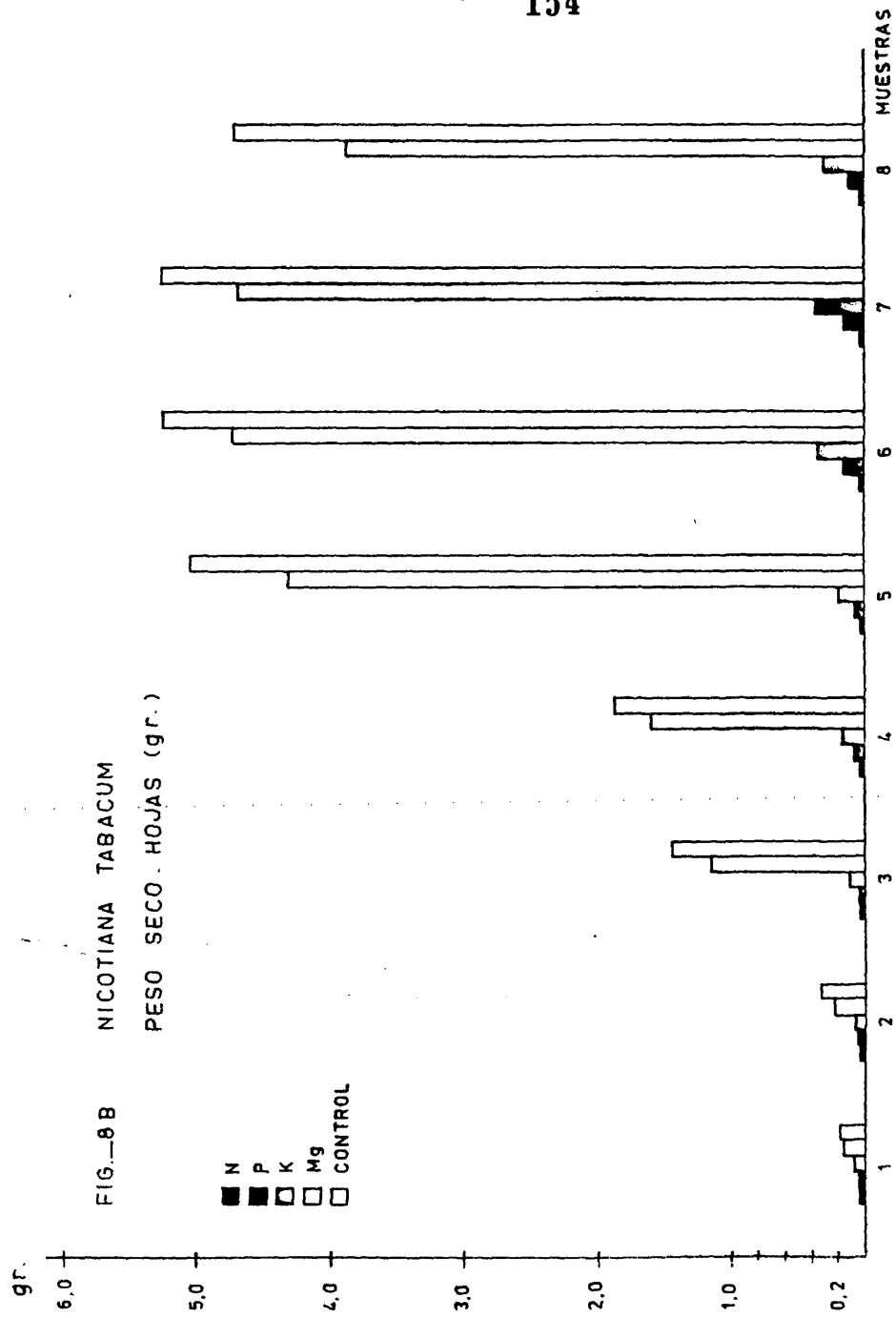


FIG._9B NICOTIANA TABACUM
 NICOTINA HOJAS — gr. NICOTINA / 100 gr. PESO SECO PLANTA

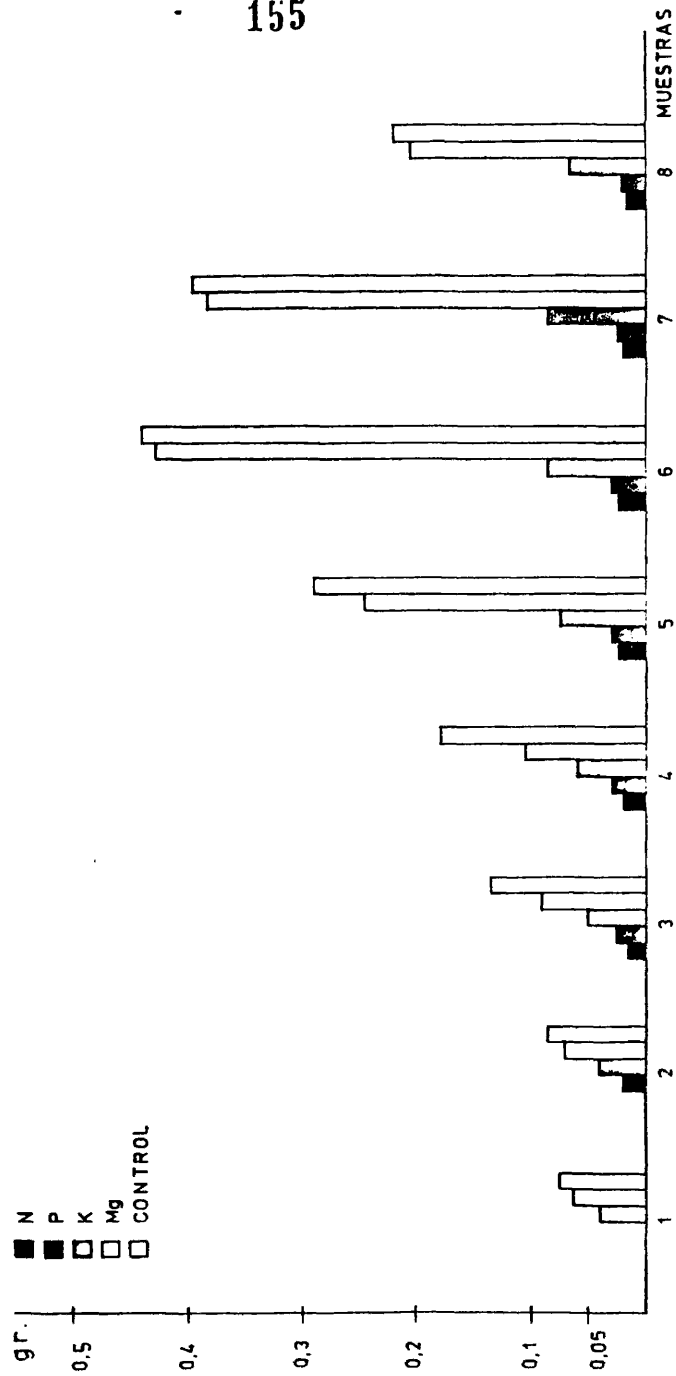


FIG. 10B NICOTIANA TABACUM
PESO FRESCO TALLOS (gr.)

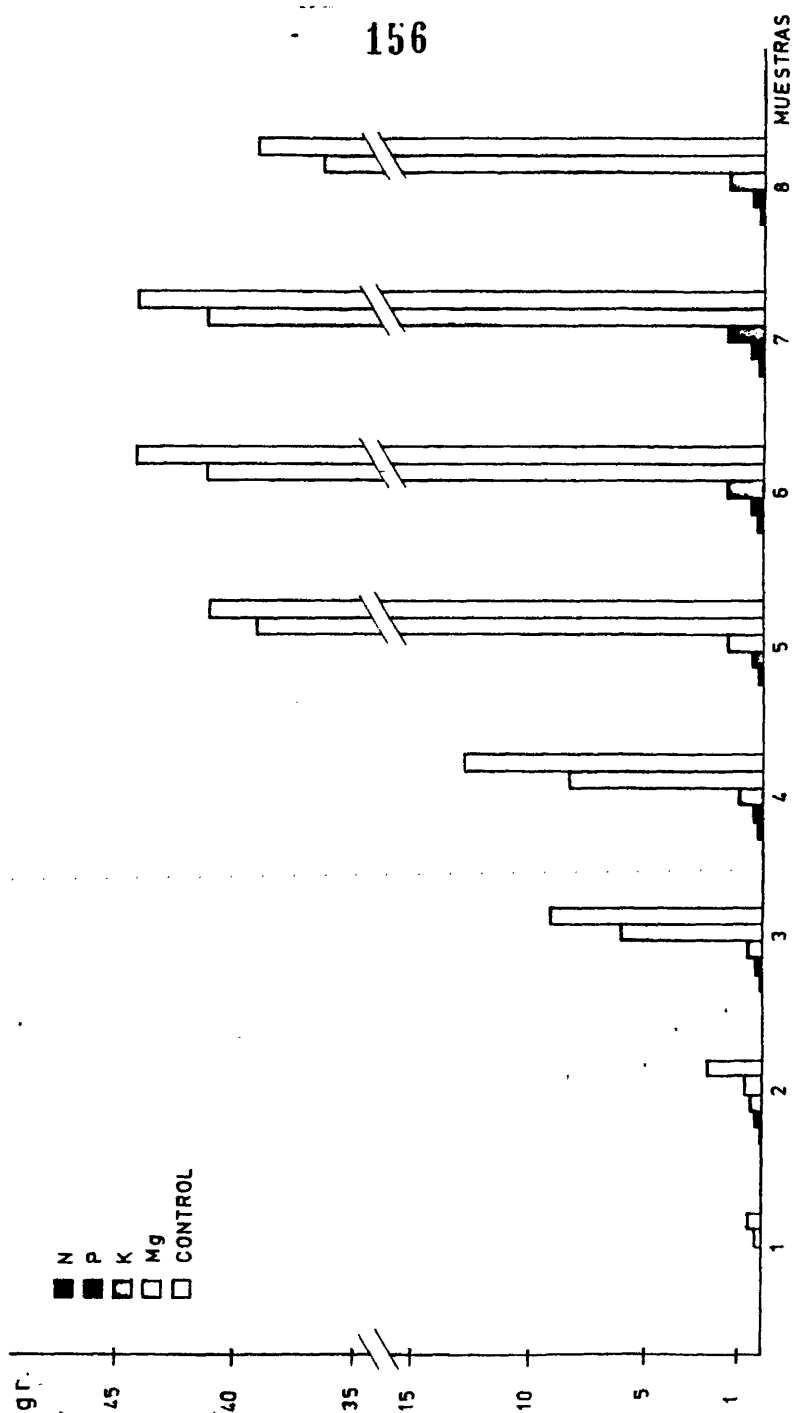


FIG. 11B NICOTIANA TABACUM
PESO SECO TALLOS (gr.)

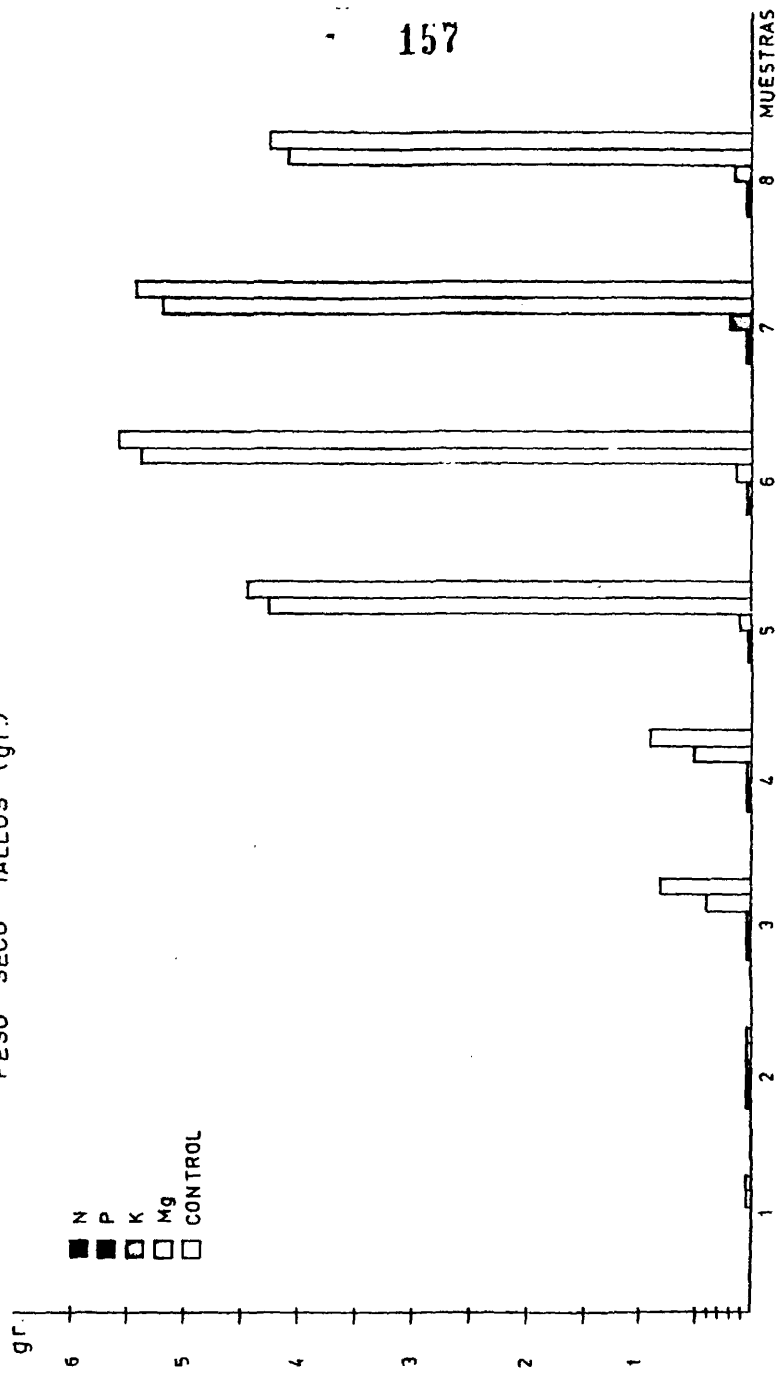
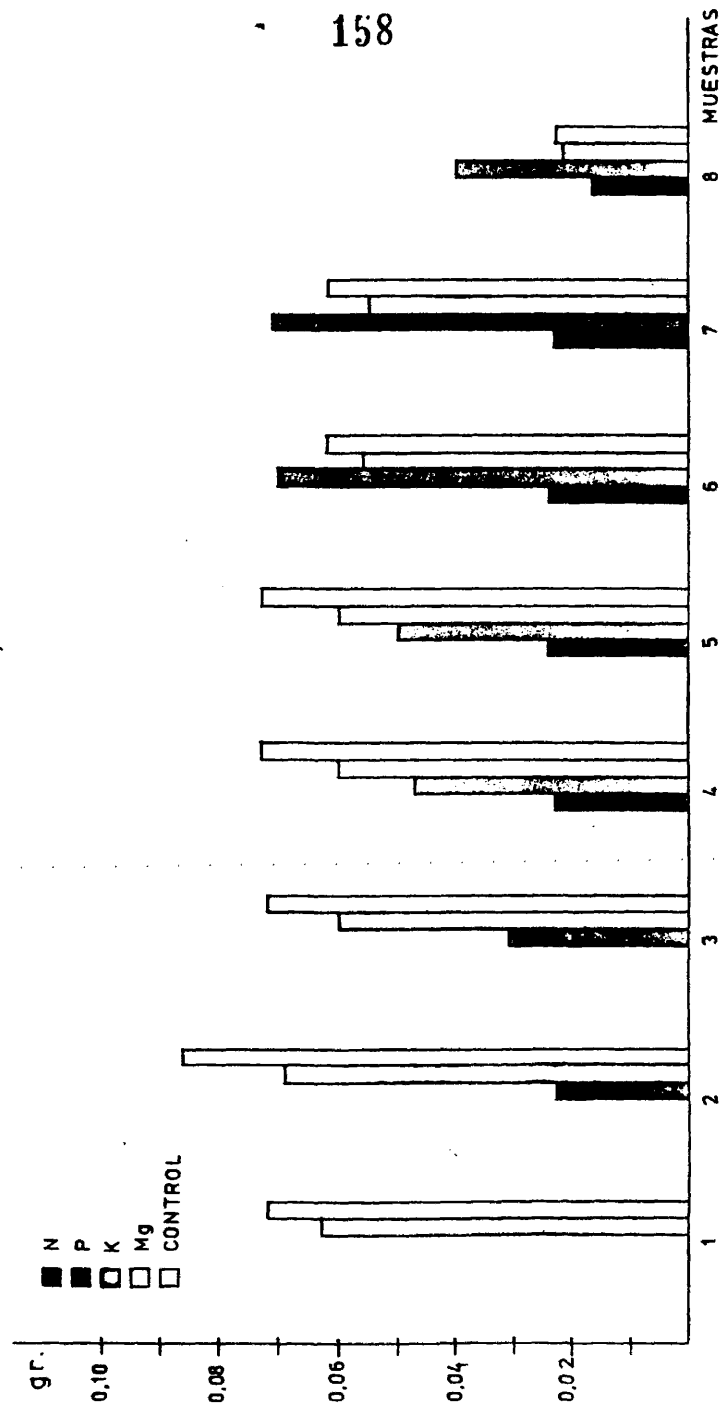


FIG. 12 B NICOTIANA TABACUM

NICOTINA TALLOS — gr. NICOTINA / 100 gr. PESO SECO PLANTA



FIG_13 B NICOTIANA TABACUM
PESO FRESCO RAICES (g r.)

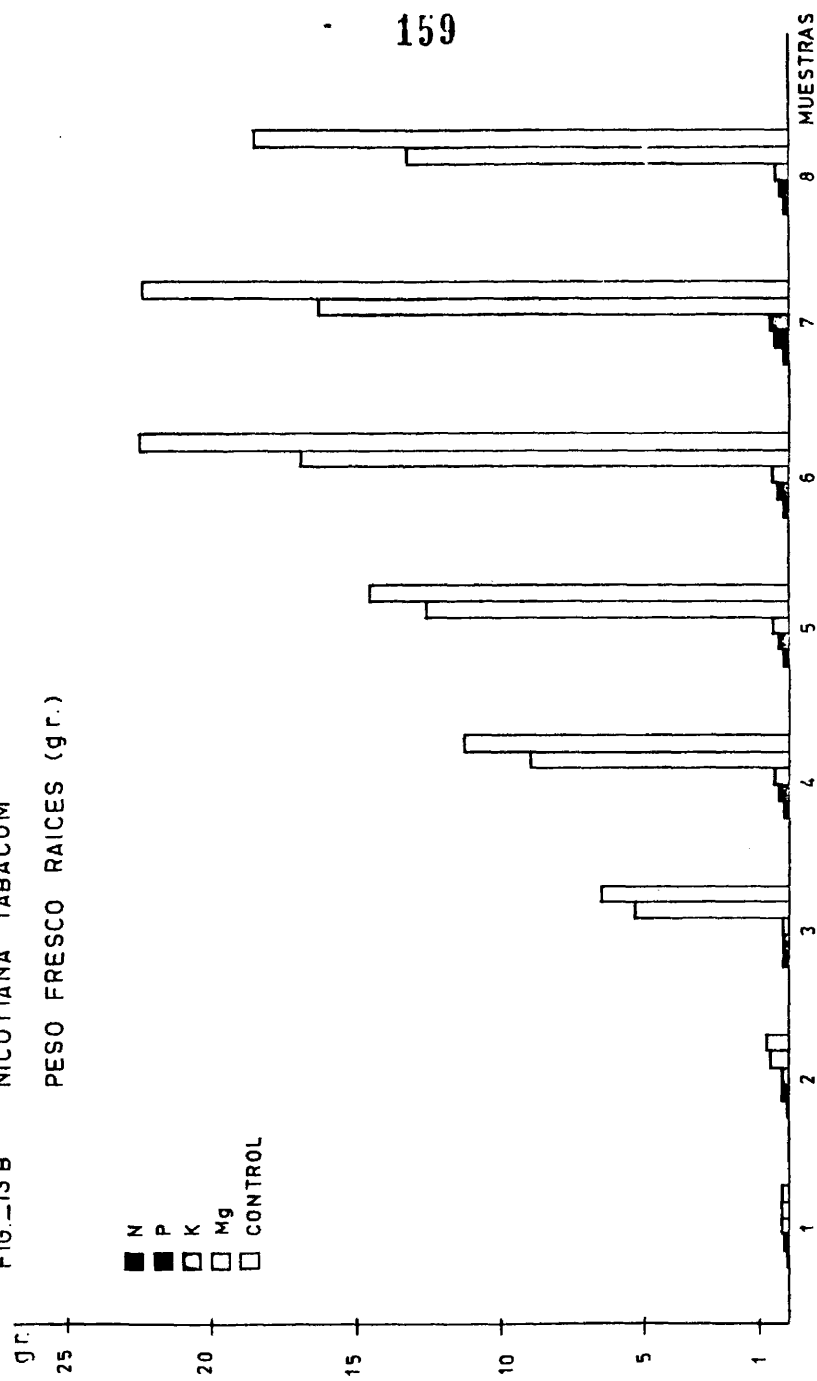
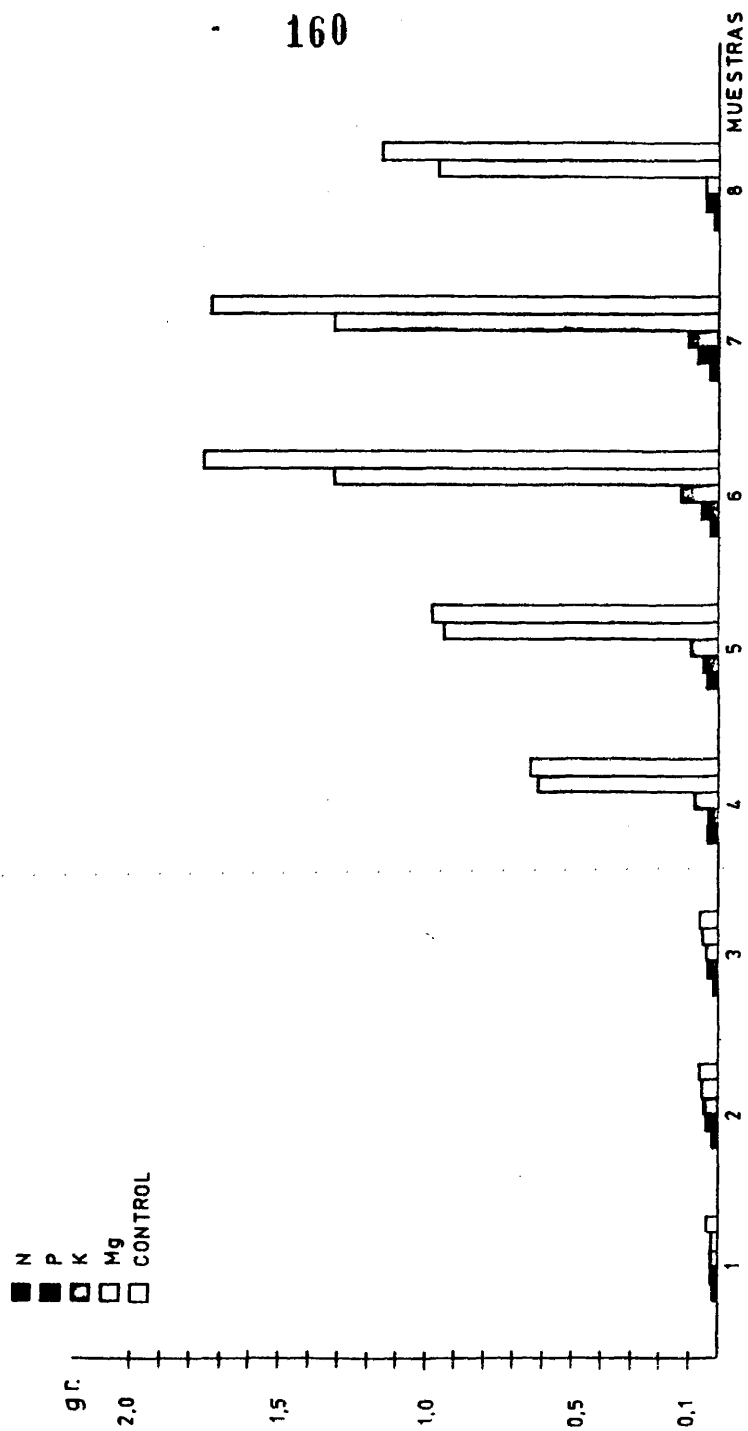
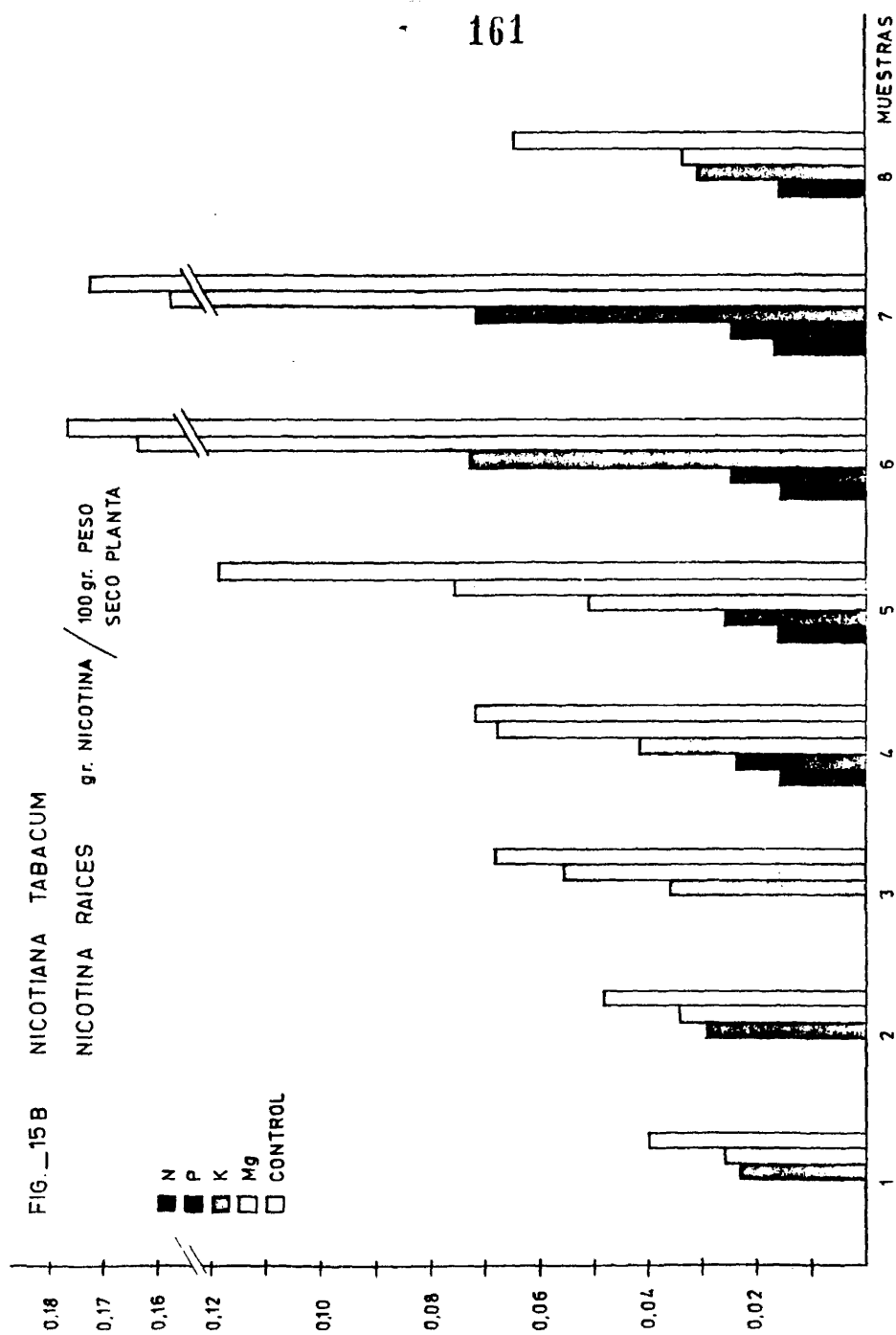


FIG.—14 B NICOTIANA TABACUM
PESO SECO RAICES (gr.)





NICOTIANA TABACUM

ESTADO VEGETATIVO

Fotos 20 Abril

- n° 1 : Fotografía general de todo el cultivo hidropónico.
- n° 2 : Foto comparativa de todas las plantas del cultivo sobre papel.
- n° 3 : Cultivo hidropónico con carencia de Nitrógeno.

Foto nº 1

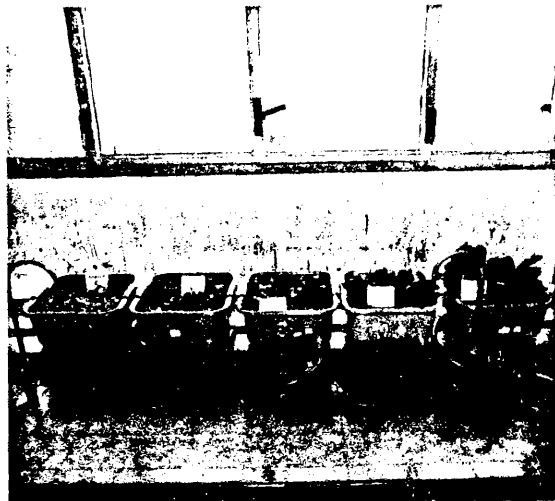


Foto nº 2



Foto nº 3



NICOTIANA TABACUM

ESTADO VEGETATIVO

Fotos 20 Abril

nº 4 : Cultivo hidropónico con carencia de Fósforo.

nº 5 : Cultivo hidropónico con carencia de Potasio.

nº 6 : Detalle de Hoja con carencia de Potasio.

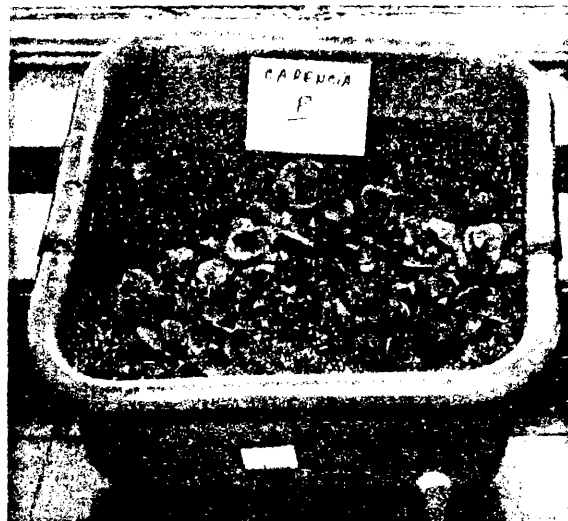


Foto nº 4



Foto nº 5



Foto nº 6

NICOTIANA TABACUM

ESTADO VEGETATIVO

Fotos 20 Mayo

nº 7 : Fotografía general del cultivo, un mes más tarde.

nº 8 : Cultivo hidropónico con carencia de Nitrógeno.

nº 9 : Cultivo hidropónico con carencia de Potasio.

nº 10: Cultivo hidropónico con carencia de Fósforo.



Foto nº 7



Foto nº 8

Foto nº 9



Foto nº 10

NICOTIANA TABACUM

Fotos 10 de Julio y 25 de Julio

- nº 11 : Detalle de Hoja con carencia de Magnesio.
- nº 12 : Fotografía general del cultivo en estado de Floración.
- nº 13 : Fotografía general del cultivo en estado de Fructificación.



169

Foto n° 11



Foto n° 12



Foto n° 13

4.3.- HYOSCYAMUS ALBUS

Las semillas se sembraron el día 15 de Febrero y germinaron 20 días después. Hasta la germinación se imbibieron con agua destilada y en el momento de la aparición de la radícula, se inició el riego con las diferentes soluciones nutritivas carenciales.

Las diferencias de crecimiento nos permite clasificarlas en dos grupos:

Lotes menores	Carencia de Nitrógeno
	Carencia de Potasio
	Carencia de Fósforo
Lotes mayores	Carencia de Magnesio
	Control

Recogimos ocho muestras, que comprendían todo el ciclo vital de la planta, según se detalla en la TABLA IX.

4.3.1.- Curso de las plantas crecidas en carencia de Nitrógeno.I) Alteraciones en los caracteres morfológicos

Como en las dos Nicotianas, las plantas crecidas en carencia de Nitrógeno son las más pequeñas de toda la serie.

Crecieron hasta la 5ª muestra (110 días) y se mantuvieron igual hasta la fase de senescencia.

Las hojas eran muy pequeñas y en escaso número.

La raíz fué más larga que el tallo.

II) Variaciones en peso de las plantas

a) Pesos frescos:

Los mayores pesos frescos fueron los de las hojas seguidos de las raíces.

b) Pesos secos:

Se mantuvieron proporcionales a los pesos frescos.

III) Variaciones en los estados de FLORACION Y FRUCTIFICACION

Las plantas de este lote deficiente en Nitrógeno no llegaron a florecer.

IV) Variaciones en el contenido ALCALOIDICO

El mayor porcentaje del alcaloide lo presentaron las hojas. En los tallos no se han dado los tantos por ciento de riqueza de Atropina, por tener los pesos secos muy bajos, como consecuencia del efecto inhibitorio sobre el crecimiento de las carencias en Nitrógeno.

4.3.2.- Curso de las plantas crecidas en carencia de Potasio.

I) Alteraciones en los caracteres morfológicos.

Las plantas con carencia de Potasio se vieron muy afectadas en el crecimiento. Crecieron hasta la 5ª muestra (101 días después de la Germinación).

Las dimensiones de las hojas fueron pequeñas, así como el número de éstas. Por efecto del fuerte retraso sobre el crecimiento vegetativo de la parte aérea, la longitud de la raíz fué mayor que la del tallo.

II) Variaciones en peso de las plantas

a) Pesos frescos:

Los mayores pesos frescos fueron los de las hojas, seguido de los tallos y raíces.

b) Pesos secos:

Se mantuvieron proporcionales a los pesos frescos.

III) Variaciones en los estados de FLORACION y FRUCTIFICACION

Las plantas de este lote con carencia de Nitrógeno no llegaron a florecer.

IV) Variaciones en el contenido ALCALOIDICO

El mayor porcentaje de Atropina se presentó en Hojas seguido de Raíces y Tallos.

4.3.3.- Curso de las plantas crecidas en carencia de Fósforo.

I) Alteraciones en los caracteres morfológicos

Las plantas crecieron hasta la 5ª muestra. Estas plantas presentaron tamaños mayores que las de los lotes de plantas deficientes en Nitrógeno y Potasio.

El tamaño de las hojas y el nº de éstas fué también mayor.

En este lote las raíces fueron menores que los tallos.

II) Variaciones en peso de las plantas

a) Pesos frescos:

Los mayores pesos frescos fueron los de las hojas seguidos de las raíces.

b) Pesos secos:

Se mantuvieron proporcionales a los pesos frescos.

III) Variaciones en los estados de FLORACION y FRUCTIFICACION

Las plantas de este lote no llegaron a florecer.

IV) Variaciones en el contenido ALCALOIDICO

La mayor riqueza se presentó en Hojas, seguido de las Raíces y los Tallos.

Estas plantas fueron más ricas en alcaloides que el lote de plantas deficientes en Nitrógeno, pero menos que el de las carentes en Potasio.

4.3.4.- Curso de las plantas crecidas en carencia de Magnesio.

I) Alteraciones en los caracteres morfológicos

Las plantas del lote carente de Magnesio no se vieron afectadas en el crecimiento. Las hojas fueron iguales a las del lote Control en tamaño y nº. El máximo nº de hojas correspondió al estado de Prefloración y a partir de la Floración, fué disminuyendo, por efecto de la senescencia.

II) Variaciones en peso de las plantas

a) Pesos frescos:

Los mayores pesos frescos fueron los de las Hojas, seguido de los Tallos y Raíces.

b) Pesos secos:

Como ya pudimos comprobar para las deficiencias de Mg en N. rustica y N. tabacum, también para Hyoscyamus albus fueron mayores los pesos secos de los Tallos.

III) Variaciones en los estados de FLORACION y FRUCTIFICACION

Las plantas deficientes en Mg de H. albus florecieron y fructificaron a la vez que el lote de plantas Control, lo mismo que las de N. rustica y N. tabacum.

IV) Variaciones en el contenido ALCALOIDICO

El mayor porcentaje de Atropina se detectó en las Hojas, seguido de Raíces y Tallos, en la fase de Fructificación.

En esta planta no se observaron grandes diferencias entre la riqueza de Hojas, Raíces y Tallos.

4.3.5.- Curso de las plantas Control.

I) Caracteres morfológicos

Las plantas Control presentaron grandes diferencias en crecimiento con respecto a todos los lotes con deficiencias, excepto con las plantas de los lotes con carencia de Magnesio, que crecieron prácticamente igual.

La altura máxima se alcanzó en el estado de Prefloración.

La raíz fué mucho menor que el tallo.

II) Pesos

a) Pesos frescos:

Los mayores pesos frescos fueron los de las Hojas, seguido de Tallos y Raíces.

b) Pesos secos:

Los mayores pesos secos fueron los de los Tallos.

III) Variaciones en los estados de FLORACION y FRUCTIFICACION

La floración se produjo a los 116 días de la germinación y la Fructificación a los 131 días.

IV) Variaciones en el contenido ALCALOIDICO

La mayor riqueza de Atropina la presentaron las Hojas, seguida de Raíces y Tallos, en la fase de Fructificación.

No se observaron grandes diferencias en el contenido de Atropina de los tres órganos.

1) ESTUDIO COMPARATIVO DE LOS CARACTERES MORFOLOGICOS

Deficiencia de NITROGENO

Como en las otras dos series estudiadas, el Nitrógeno es el elemento que más influye en el crecimiento del vegetal.

Las plantas crecen muy poco hasta la 5ª muestra (110 días después de germinar) y se mantienen estacionarias hasta la senescencia.

No llegaron a florecer y las hojas presentaban un color amarillo típico.

Deficiencia de POTASIO

En esta serie, el Potasio provoca un retraso en el crecimiento mayor que el del Fósforo. Las plantas crecen hasta la 5ª Muestra y se mantienen igual hasta la senescencia. No llegan a florecer. Presentan una necrosis característica en los bordes de las Hojas.

Deficiencia de FOSFORO

En esta serie, las plantas regadas con solución con carencia de Fósforo, crecen más que las de los lotes de Nitrógeno y Potasio, pero tampoco llegan a florecer.

Deficiencia de MAGNESIO

La deficiencia de Magnesio, como en el caso de las dos Nicotianas, no provoca alteraciones en el crecimiento, las plantas presentan la misma altura que los lotes Control. En las hojas inferiores se observa la clorosis intervenal característica, pero menos llamativa que en el caso de las Nicotianas. Crecen hasta la 5ª muestra (110 días después de la germinación).

2) ESTUDIO COMPARATIVO DEL CRECIMIENTO EN LONGITUD Y PESO

a) Longitud

El crecimiento en longitud varía según las distintas variantes experimentales.

Crecen todos hasta la 5ª muestra; el mayor crecimiento se observa entre la 4ª y 5ª muestra. El orden de crecimiento en longitud es el siguiente:

<u>LOTES</u>	<u>LONG. TALLOS</u>	<u>LONG. RAIZ</u>	<u>LONG. PLANTA ENTERA</u>
Control	+ + + + +	+ + + + +	+ + + + +
Magnesio	+ + + +	+ + + +	+ + + +
Fósforo	+ + +	+ + +	+ + +
Potasio	+ +	+ +	+ +
Nitrógeno	+	+	+

Este mismo orden se observa en longitud de peciolo, longitud y anchura de hojas y nº de hojas.

Las plantas de los lotes crecidas en deficiencia de Magnesio y las plantas Control son prácticamente iguales.

El mayor nº de hojas corresponde a la 5ª muestra y baja después en los dos lotes que florecieron, en los otros se mantuvo el mismo nº de hojas, hasta la fase de senescencia.

b) Pesos

Se expresan las variaciones en peso fresco y peso seco de los distintos lotes: Los pesos van aumentando hasta la 5ª muestra, a partir de este momento varían muy poco hasta senescencia.

<u>LOTES</u>	<u>PESO FRESCO HOJAS</u>	<u>PESO SECO HOJAS</u>
Control	+ + + + +	+ + + + +
Magnesio	+ + + +	+ + + +
Fósforo	+ + +	+ + +
Potasio	+ +	+ +
Nitrógeno	+	+

<u>LOTES</u>	<u>PESO FRESCO TALLOS</u>	<u>PESO SECO HOJAS</u>
Control	+ + + + +	+ + + + +
Magnesio	+ + + +	+ + + +
Fósforo	+ + +	+ + +
Potasio	+ +	+ +
Nitrógeno	+	+

<u>LOTES</u>	<u>PESO FRESCO RAICES</u>	<u>PESO SECO RAICES</u>
Control	+ + + + +	+ + + + +
Magnesio	+ + + +	+ + + +
Fósforo	+ + +	+ + +
Potasio	+ +	+ +
Nitrógeno	+	+

Los pesos secos son proporcionales a los pesos frescos. Los pesos secos de los tallos de los lotes de Magnesio y Control son mayores que los de las hojas.

3) ESTUDIO COMPARATIVO DE LA FLORACION Y FRUCTIFICACION

Los lotes de plantas cultivadas en carencia de Nitrógeno, Potasio y Fósforo no llegaron a florecer. En los lotes carentes en Magnesio y en las plantas Control, la Floración se produjo a los 116 días de la germinación y la Fructificación a los 131 días.

4) ESTUDIO COMPARATIVO DEL CONTENIDO ALCALOIDICO

Las determinaciones del alcaloide se realizaron en hojas, tallos y raíces por separado. En las tablas, no se han reflejado algunos valores de

muestras con pesos secos muy bajos. Los resultados se expresan en tanto por ciento de Atropina referido a peso seco.

La mayor riqueza de Atropina la tienen las Hojas seguido de las raíces y Tallos.

Hojas Raíces Tallos

En todos los lotes, la riqueza de los tallos es un poco menor que la de Hojas y Raíces, pero sin las grandes diferencias que encontrábamos en N. rustica y N. tabacum en los lotes de plantas carentes en Magnesio y en las plantas Control.

En los lotes menores (plantas con carencia de Nitrógeno, Potasio y Fósforo) el alcaloide va aumentando poco a poco hasta la 5ª muestra, a partir de este momento se mantienen prácticamente iguales y bajan en la senescencia.

En los dos lotes mayores (plantas carentes en Magnesio y plantas Control) el alcaloide aumenta hasta la fase de Fructificación, bajando en la de Senescencia.

<u>LOTES</u>	<u>% Nicotina en Hojas</u>	<u>% Nicotina en Tallos</u>	<u>% Nicotina en Raiz</u>
Control	+ + + + +	+ + + +	+ + + + +
Magnesio	+ + + +	+ + + +	+ + + +
Fósforo	+ +	+ +	+ +
Potasio	+ + +	+ + +	+ + +
Nitrógeno	+		+

HYOSCYAMUS ALBUSCarencias de N, K, P, Mg y Control.

	<u>CUADROS</u>	<u>FIGURAS</u>
- Longitud de Hojas	1.C	1.C
- Diámetro Hojas	2.C	2.C
- N° de Hojas	3.C	3.C
- Longitud Peciolos	4.C	4.C
- Longitud Raíz	5.C	5.C
- Longitud del tallo	6.C	6.C
- Longitud Planta entera	7.C	7.C
- Pesos frescos Hojas	8.C	8.C
- Pesos secos Hojas	9.C	9.C
- Porcentaje Atropina Hojas	12.C	10.C
- Pesos frescos tallos	13.C	11.C
- Pesos secos tallos	14.C	12.C
- Porcentaje Atropina tallos	17.C	13.C
- Pesos frescos raíces	18.C	14.C
- Pesos secos raíces	19.C	15.C
- Porcentajes Atropina raíces	22.C	16.C

FOTOGRAFIASHYOSCYAMUS ALBUS

Carencia de <u>N</u>	^{os} n°	1, 2, 7, 8, 9 y 10
Carencia de <u>K</u>	"	1, 3, 7, 8, 9 y 10
Carencia de <u>P</u>	"	1, 4, 7, 8, 9 y 10
Carencia de <u>Mg</u>	"	1, 5, 7, 8, 9 y 10
<u>Control</u>	"	1, 6, 7, 8, 9 y 10

CUADRO 1.C

179

HYOSCYAMUS ALBUSCRECIMIENTO EN LONGITUD DE LAS HOJAS (cms)

MUESTRAS	N	K	P	mg	Control
13 Abril	1	1,3	1,5	1,9	2
10 Mayo	1,25	1,4	1,4	2,5	3
26 Mayo	1,35	1,5	2,45	3,9	4,1
10 Junio	1,5	2,55	4	4,4	4,5
25 Junio	2,1	2,75	4,25	5	5,5
10 Julio	2,1	2,75	4,25	5,1	5,5
25 Julio	2,1	2,75	4,25	5,1	5,5
10 Agosto	1,5	2,25	3,25	3,75	3,8

CUADRO 2.C

HYOSCYAMUS ALBUSCRECIMIENTO EN DIAMETRO DE LAS HOJAS (cms)

MUESTRAS	N	K	P	mg	Control
13 Abril	1	1,35	1,4	2	2,3
10 Mayo	1,6	1,75	2,5	3	3,25
26 Mayo	1,7	2,2	3,25	4	4,75
10 Junio	1,75	3	3,85	4,75	5
25 Junio	1,8	3,75	4,25	5,25	5,35
10 Julio	1,9	3,75	4,25	5,35	5,35
25 Julio	1,9	3,75	4,25	5,35	5,35
10 Agosto	1	1,5	2,25	3,4	3,45

CUADRO 3.C

180

HYOSCYAMUS ALBUSNº DE HOJAS

MUESTRAS	N	K	P	Mg	Control
13 Abril	2	2	3	4	4
10 Mayo	3	4	5	6	6
26 Mayo	4	4	6	7	7
10 Junio	5	5	8	10	11
25 Junio	6	6	9	13	14
10 Julio	5	5	8	12	12
25 Julio	5	5	8	10	11
10 Agosto	3	4	4	7	8

CUADRO 4.C

HYOSCYAMUS ALBUSCRECIMIENTO EN LONGITUD DEL PECIOLO (cms)

MUESTRAS	N	K	P	Mg	Control
13 Abril	1	1,5	1,5	3	3,3
10 Mayo	1,3	2	2,25	4,05	4,25
26 Mayo	1,5	3,05	4,25	5,5	5,75
10 Junio	1,6	3,8	4,5	6,65	7
25 Junio	1,7	3,9	5	7,15	7,15
10 Julio	1,7	4	5,25	7	7,25
25 Julio	1,7	4	5,25	7	7,25
10 Agosto	1,6	3	4	4,5	4,5

CUADRO 5.C

HYOSCYAMUS ALBUS
CRECIMIENTO EN LONGITUD DE LA RAIZ (cms)

MUESTRAS	N	K	P	Mg	Control
13 Abril	2	2,5	3	3	3,2
10 Mayo	2,5	3	4	5	5
26 Mayo	3,25	3,75	5,4	6,5	7
10 Junio	3,75	4,25	6,5	7,75	8
25 Junio	5,25	5,75	7	8,25	9,25
10 Julio	5,25	5,75	7,25	8,25	9,25
25 Julio	5,25	5,75	7,25	8,25	9,25
10 Agosto	2,75	3,5	5	6	6,25

CUADRO 6.C

HYOSCYAMUS ALBUS
CRECIMIENTO EN LONGITUD DEL TALLO (cms)

MUESTRAS	N	K	P	Mg	Control
13 Abril	0,5	1,5	2	3	3
10 Mayo	0,5	1,5	3,5	5	5,5
26 Mayo	0,5	1,5	5,5	8	10
10 Junio	0,55	1,75	8,75	24	25
25 Junio	1,55	2,5	14,20	47,05	47,05
10 Julio	1,6	2,5	14,25	47,50	47,75
25 Julio	1,6	2,5	14,25	47,50	47,70
10 Agosto	1,3	1,5	13,50	41	41

CUADRO 7.C

HYOSCYAMUS ALBUSCRECIMIENTO EN LONGITUD DE LA PLANTA (cms)

MUESTRAS	N	K	P	Mg	Control
13 Abril	2,5	4	5	6	6,2
10 Mayo	3	4,5	7,5	10	10,5
26 Mayo	3,75	5,25	10,90	14,50	17
10 Junio	4,3	6	15,25	31,75	33
25 Junio	6	8,25	21,5	55,75	56
10 Julio	6,85	8,25	21,50	55,75	57
25 Julio	6,85	8,25	21,50	55,75	56,95
10 Agosto	4,05	5	18,50	47	47,25

CUADRO 8.C

HYOSCYAMUS ALBUSPESOS FRESCOS DE LAS HOJAS (grs)

MUESTRAS	N	K	P	Mg	Control
13 Abril	0,189	0,213	0,263	0,729	1,496
10 Mayo	0,210	0,273	0,339	1,364	1,966
26 Mayo	0,215	0,302	0,767	2,369	2,507
10 Junio	0,225	0,355	1,217	2,699	2,835
25 Junio	0,227	0,406	1,738	4,286	4,321
10 Julio	0,226	0,492	1,800	4,295	4,375
25 Julio	0,226	0,490	1,717	4,147	4,213
10 Agosto	0,161	0,309	1,226	2,847	2,913

CUADRO 9.C

183

HYOSCYAMUS ALBUS
PESOS SECOS DE LAS HOJAS (grs)

MUESTRAS	N	K	P	mg	Control
13 Abril	0,01	0,022	0,026	0,043	0,084
10 Mayo	0,0135	0,030	0,033	0,148	0,199
26 Mayo	0,024	0,0385	0,100	0,241	0,290
10 Junio	0,035	0,041	0,174	0,313	0,356
25 Junio	0,035	0,05	0,211	0,459	0,467
10 Julio	0,033	0,051	0,212	0,491	0,52
25 Julio	0,033	0,050	0,200	0,461	0,472
10 Agosto	0,026	0,039	0,119	0,341	0,368

CUADRO 10.C

HYOSCYAMUS ALBUS
CONTENIDO DE ATROPINA EN LAS HOJAS
(Densidades Opticas)

MUESTRAS	N	K	P	Mg	Control
13 Abril	0,07	0,11	0,12	0,17	0,33
10 Mayo	0,13	0,440	0,29	0,25 x 10	0,345 x 10
26 Mayo	0,355	0,33x 10	0,545 x 10	0,225x 100	0,27 x 100
10 Junio	0,165 x 10	0,41 x 10	1,27 x 10	0,37x 100	0,45 x 100
25 Junio	0,21 x 10	0,612 x 10	0,252 x 100	0,630x 100	0,74 x 100
10 Julio	0,205 x 10	0,62 x 10	0,252 x 100	0,79x 100	1,01 x 100
25 Julio	0,202 x 10	0,61 x 10	0,245 x 100	0,77x 100	0,94 x 100
10 Agosto	0,13 x 10	0,26	0,69 x 10	0,315x 100	0,36 x 100

CUADRO 11.C

184

HYOSCYANUS ALBUSCONTENIDO DE ATROPINA EN LAS HOJAS (grs)

MUESTRAS	N	K	P	Mg	Control
13 Abril	0,000 0011	0,000 0028	0,000 0033	0,000 0059	0,000 0140
10 Mayo	0,000 0041	0,000 0190	0,000 0122	0,000 1	0,000 146
26 Mayo	0,000 0152	0,000 139	0,000 247	0,00088	0,00112
10 Junio	0,000 0585	0,000 179	0,000 605	0,00163	0,0020
25 Junio	0,0000790	0,000 281	0,00 102	0,00290	0,00 346
10 Julio	0,000 0778	0,000 286	0,00 102	0,00 368	0,00 476
25 Julio	0,000 0764	0,000 280	0,000 96	0,00360	0,00 442
10 Agosto	0,000 04	0,000 106	0,000 32	0,00 133	0,00155

CUADRO 12.C

HYOSCYANUS ALBUSPORCENTAJES DE ATROPINA EN LAS HOJAS
(gramos de Atropina/100 grs. de peso seco planta)

MUESTRAS	N	K	P	Mg	Control
13 Abril	0,010	0,01272	0,0126	0,0137	0,0166
10 Mayo	0,0303	0,0633	0,0369	0,0675	0,0733
26 Mayo	0,0633	0,360	0,247	0,365	0,386
10 Junio	0,167	0,436	0,347	0,520	0,562
25 Junio	0,225	0,562	0,483	0,632	0,740
10 Julio	0,235	0,560	0,481	0,748	0,915
25 Julio	0,231	0,560	0,480	0,780	0,936
10 Agosto	0,153	0,2721	0,268	0,39	0,42

CUADRO 13.C

185

HYOSCYAMUS ALBUSPESOS FRESCOS DE LOS TALLOS (grs)

MUESTRAS	N	K	P	Mg	Control
13 Abril	0,055	0,065	0,086	0,380	0,692
10 Mayo	0,065	0,162	0,327	1,265	1,661
26 Mayo	0,0745	0,212	0,578	1,634	1,951
10 Junio	0,084	0,246	0,934	1,959	2,348
25 Junio	0,083	0,264	1,246	3,952	4,110
10 Julio	0,084	0,268	1,515	4,077	4,116
25 Julio	0,082	0,265	1,500	4,072	4,115
10 Agosto	0,068	0,198	1,329	3,621	3,725

CUADRO 14.C

HYOSCYAMUS ALBUSPESOS SECOS DE LOS TALLOS (grs.)

MUESTRAS	N	K	P	Mg	Control
13 Abril	0,003	0,0095	0,02	0,027	0,042
10 Mayo	0,006	0,013	0,032	0,142	0,209
26 Mayo	0,007	0,021	0,048	0,203	0,218
10 Junio	0,01	0,025	0,093	0,337	0,363
25 Junio	0,015	0,0267	0,12	0,436	0,449
10 Julio	0,016	0,027	0,142	0,535	0,543
25 Julio	0,014	0,025	0,132	0,522	0,534
10 Agosto	0,012	0,020	0,120	0,430	0,494

CUADRO 15.C

186

HYOSCYAMUS ALBUS

D.O. de Atropina en los TALLOS

MUESTRAS	N	K	P	Mg	Control
13 Abril			0,1	0,12	0,18
10 Mayo		0,145	0,28	1,16	0,23 x 10
26 Mayo		1	0,255 x 10	1,02 x 10	1,32 x 10
10 Junio		0,19 x 10	0,45 x 10	0,29 x 100	0,355 x 100
25 Junio		0,22 x 10	0,79 x 10	0,485x 100	0,59 x 100
10 Julio		0,3 x 10	1,075x 10	0,7 x 100	0,825 x 100
25 Julio		0,28 x 10	1,00 x 10	0,75 x 100	0,835 x 100
10 Agosto		0,98	0,58	0,28 x 100	0,38 .x 100

CUADRO 16.C

HYOSCYAMUS ALBUS

Grs. de Atropina en TALLOS

MUESTRAS	N	K	P	Mg	Control
13 Abril			0,000 0024	0,000 0035	0,000 0065
10 Mayo		0,000 0049	0,000 0115	0,000 055	0,000 090
26 Mayo		0,000 047	0,000 102	0,000 480	0,000 630
10 Junio		0,000 069	0,000 198	0,00 122	0,00 152
25 Junio		0,000 086	0,000 364	0,00217	0,00 270
10 Julio		0,000 125	0,000 507	0,00 325	0,00385
25 Julio		0,000 115	0,000 472	0,00 350	0,00 390
10 Agosto		0,000 046	0,000 265	0,00 115	0,00 165

CUADRO 17. C

187

HYOSCYAMUS ALBUS

PORCENTAJES DE ATROPINA EN LOS TALLOS
(gramos de Atropina/100 grs. de peso seco planta)

MUESTRAS	N	K	P	Mg	Control
13 Abril			0,012	0,0130	0,0154
10 Mayo		0,037	0,036	0,038	0,0430
26 Mayo		0,223	0,212	0,236	0,288
10 Junio		0,276	0,212	0,362	0,418
25 Junio		0,322	0,303	0,497	0,601
10 Julio		0,462	0,357	0,607	0,709
25 Julio		0,460	0,357	0,670	0,730
10 Agosto		0,230	0,220	0,267	0,334

CUADRO 18.C

HYOSCYAMUS ALBUS

PESOS FRESCOS DE LAS RAICES (grs.)

MUESTRAS	N	K	P	Mg	Control
13 Abril	0,067	0,067	0,068	0,109	0,112
10 Mayo	0,0815	0,093	0,098	0,702	0,768
26 Mayo	0,099	0,107	0,323	0,976	0,989
10 Junio	0,098	0,118	0,434	1,075	1,097
25 Junio	0,101	0,174	0,771	1,27	1,359
10 Julio	0,100	0,189	0,861	1,457	1,597
25 Julio	0,101	0,181	0,862	1,432	1,592
10 Agosto	0,062	0,063	0,662	0,986	0,994

CUADRO 19.C

188

HYOSCYAMUS ALBUS
PESOS SECOS DE LAS RAICES (grs)

MUESTRAS	N	K	P	Mg	Control
13 Abril	0,007	0,007	0,007	0,009	0,013
10 Mayo	0,008	0,017	0,02	0,091	0,10
26 Mayo	0,009	0,024	0,038	0,144	0,193
10 Junio	0,0132	0,026	0,073	0,260	0,302
25 Junio	0,015	0,026	0,134	0,266	0,337
10 Julio	0,015	0,026	0,139	0,309	0,372
25 Julio	0,015	0,024	0,130	0,306	0,371
10 Agosto	0,008	0,016	0,115	0,269	0,273

CUADRO 20.C

HYOSCYAMUS ALBUS
D.O. de ATROPINA EN RAICES

MUESTRAS	N	K	P	Mg	Control
13 Abril				0,075	0,09
10 Mayo		0,23	0,14	0,81	1,14
26 Mayo	0,11	1,18	0,23 x 10	0,745x 10	1,39 x 10
10 Junio	0,19	0,24	0,475 x 10	0,245x 100	0,31 x 100
25 Junio	0,49	0,3 x 10	1,12 x 10	0,36 x 100	0,52 x 100
10 Julio	0,62	0,31 x 10	1,32 x 10	0,435x 100	0,58 x 100
25 Julio	0,54	0,28 x 10	1,21 x 10	0,48 x 100	0,61 x 100
10 Agosto	0,13	0,79	0,58 x 10	0,21 x 100	0,235x 100

CUADRO 21.C

189

HYOSCYAMUS ALBUS

Grs. de Atropina en RAICES

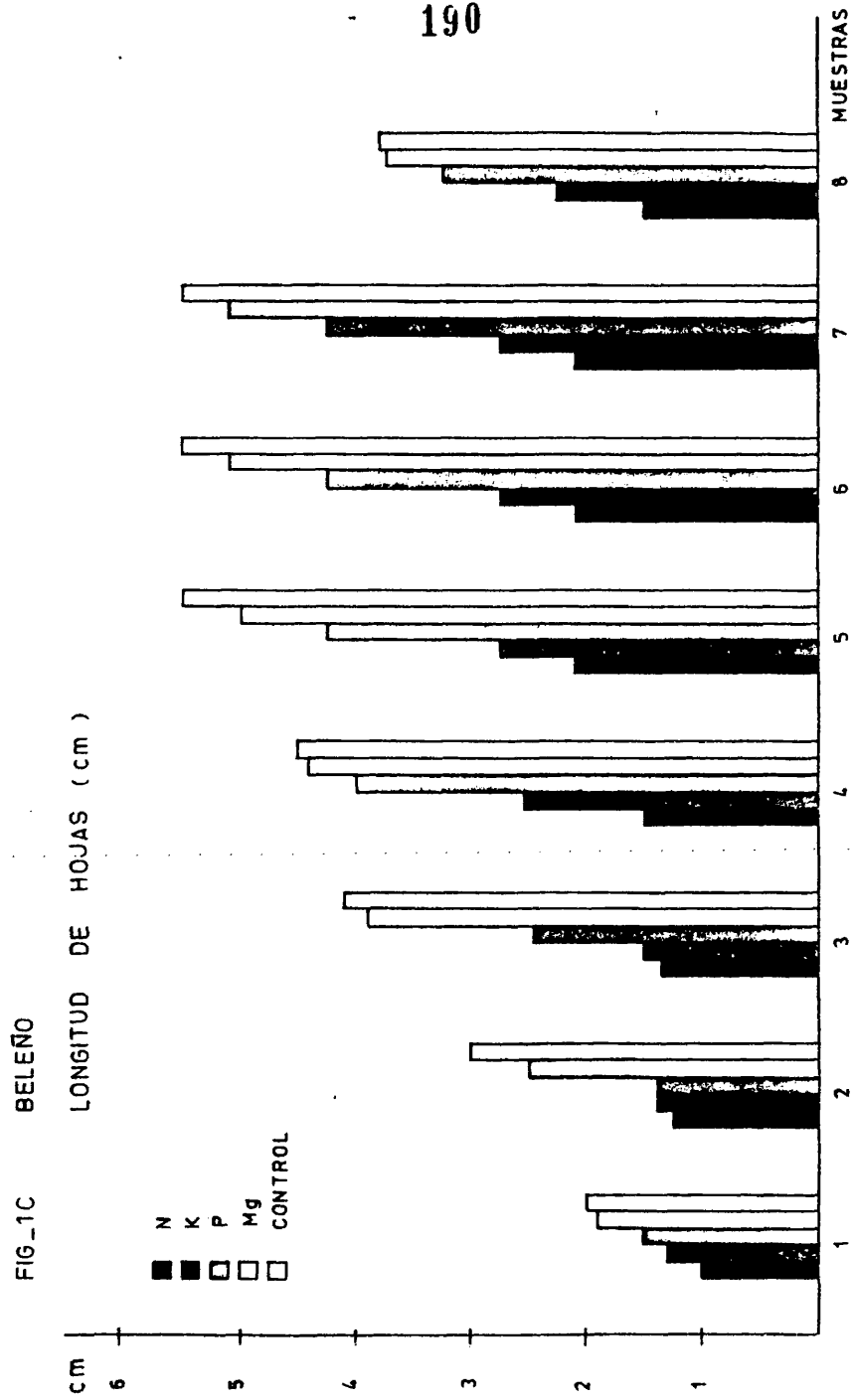
MUESTRAS	N	K	P	Mg	Control
13 Abril				0,000 0012	0,000 0021
10 Mayo		0,000 0090	0,000 0048	0,000 038	0,000 054
26 Mayo	0,000 0029	0,000 056	0,000 088	0,000 347	0,000 666
10 Junio	0,000 0070	0,000 095	0,000 210	0,000 965	0,00 128
25 Junio	0,000 0220	0,000 125	0,000 530	0,00 155	0,00 210
10 Julio	0,000 0282	0,000 126	0,000 630	0,00 192	0,00 265
25 Julio	0,000 0245	0,000 116	0,000 575	0,00 213	0,00 280
10 Agosto	0,000 0043	0,000 037	0,000 262	0,000 86	0,000 93

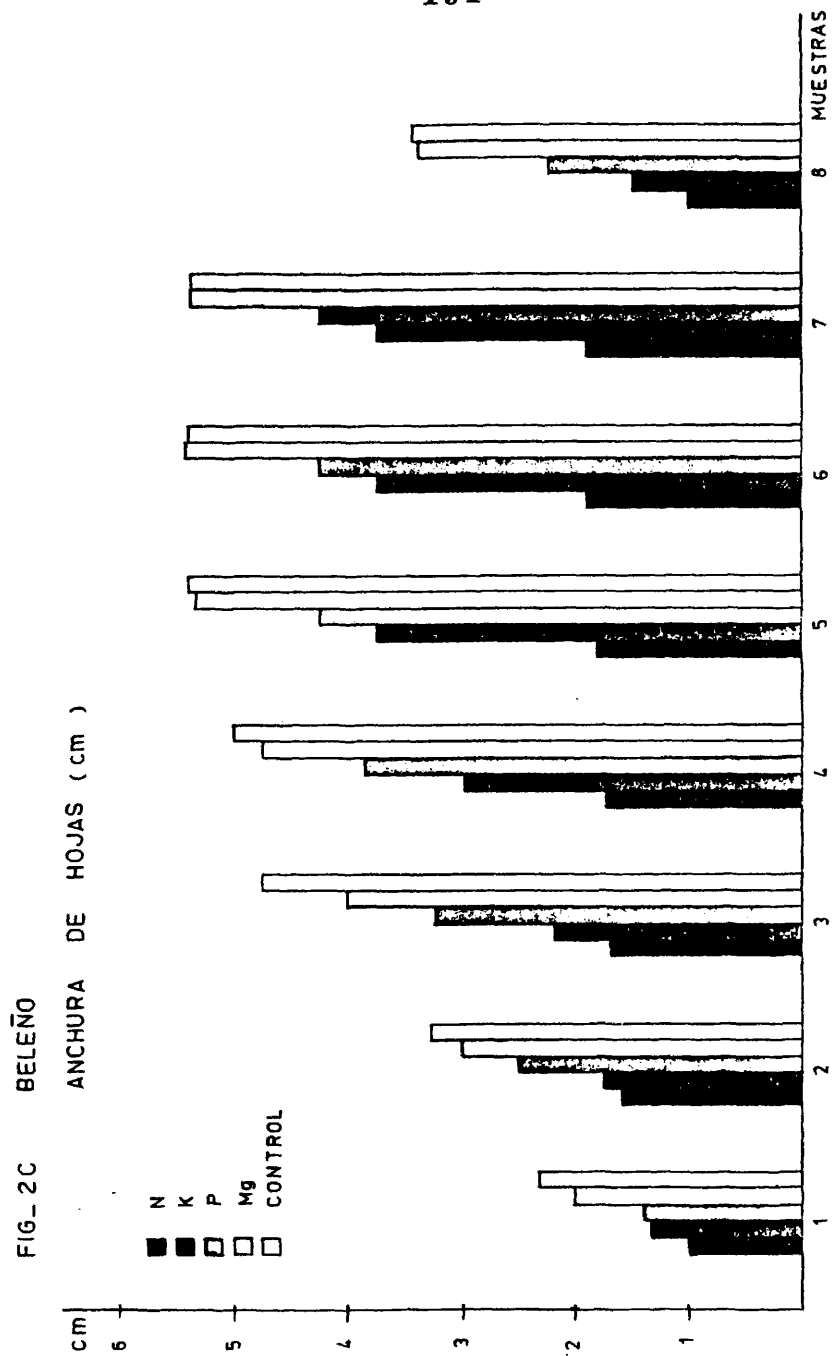
CUADRO 22.C

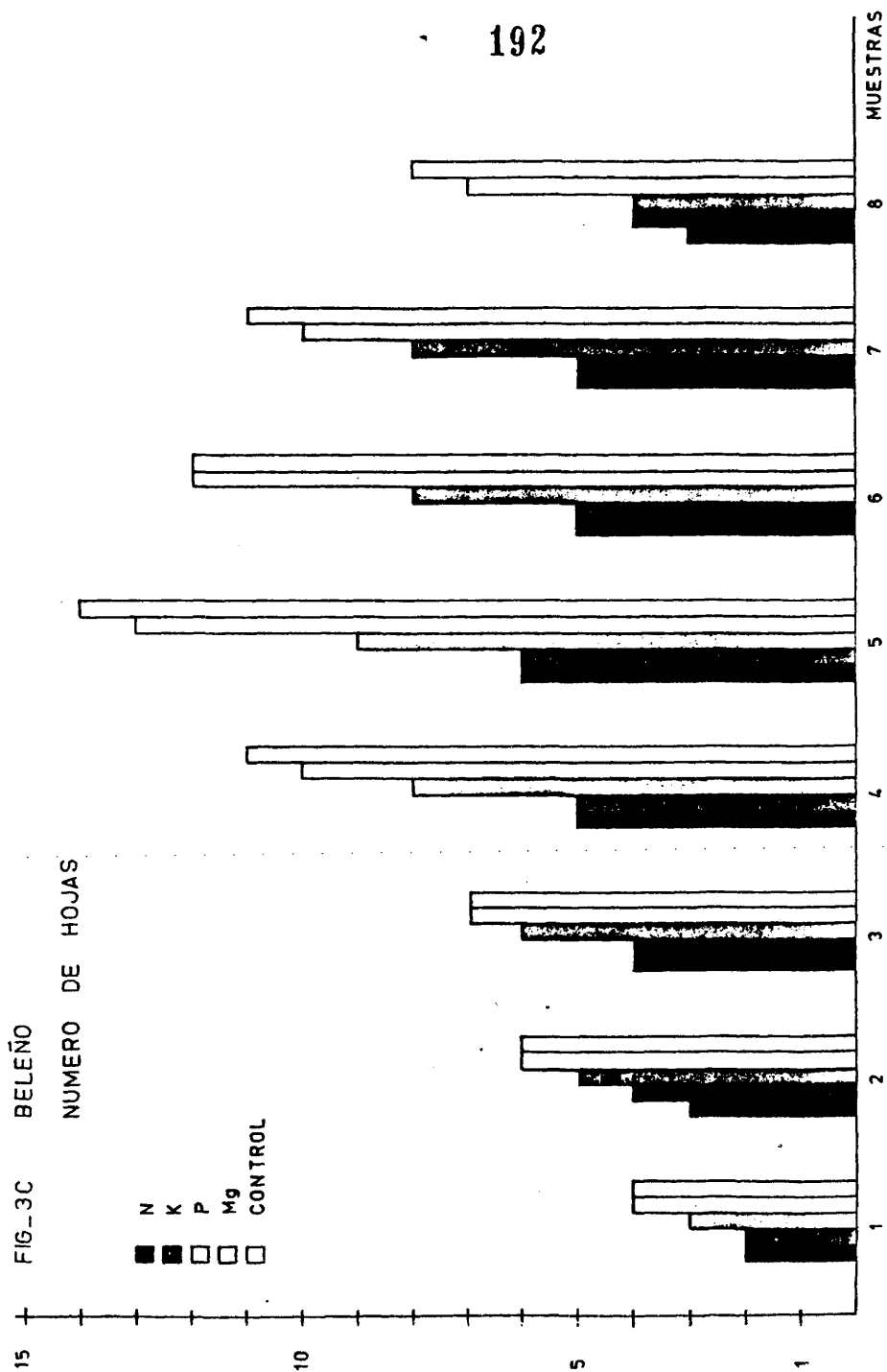
HYOSCYAMUS ALBUSPORCENTAJES DE ATROPINA EN LAS RAICES

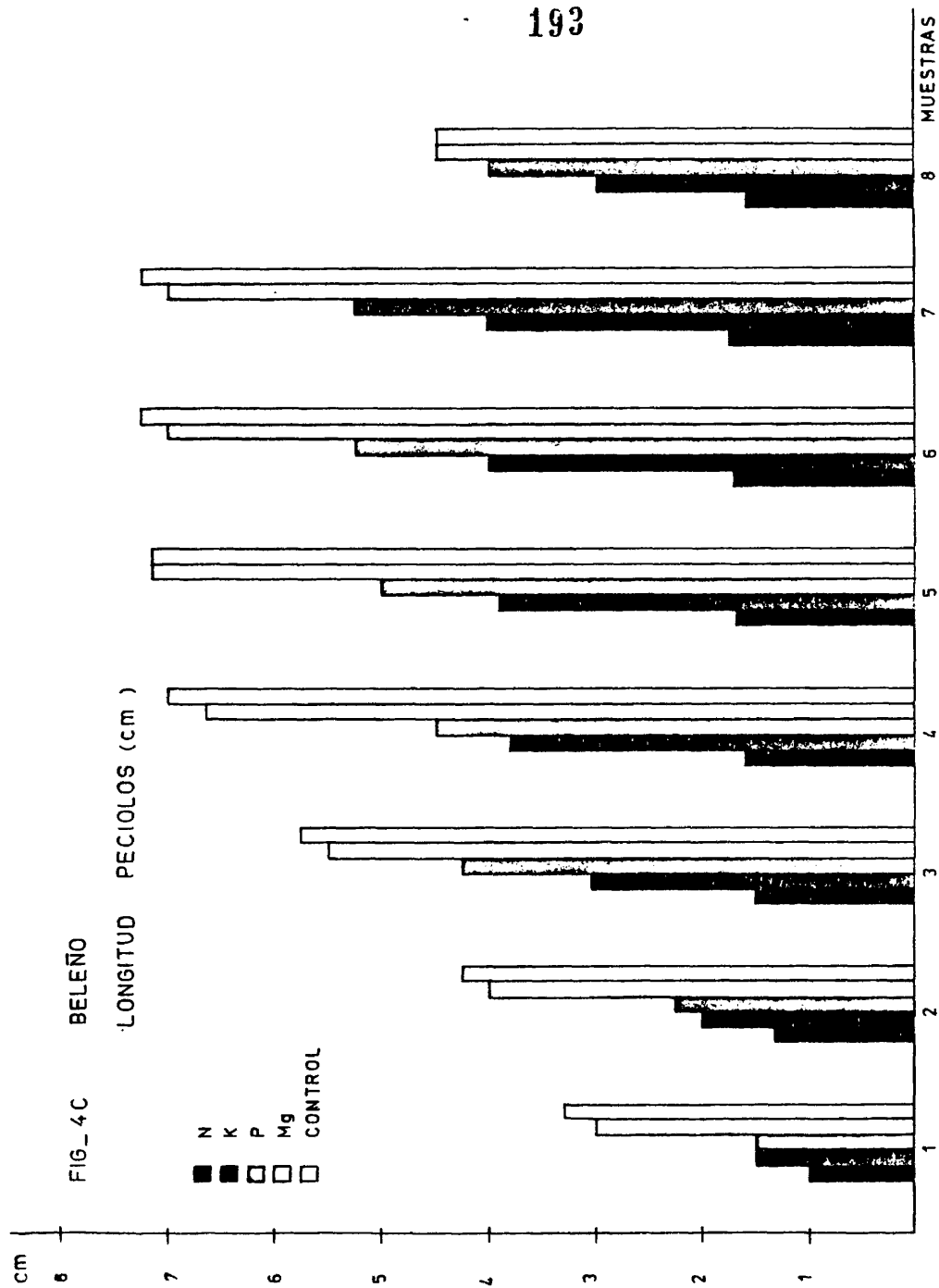
(gramos de Atropina/100 grs. de peso seco planta)

MUESTRAS	N	K	P	Mg	Control
13 Abril				0,0133	0,0161
10 Mayo		0,0520	0,024	0,0417	0,0540
26 Mayo	0,0322	0,233	0,231	0,240	0,345
10 Junio	0,0530	0,365	0,287	0,370	0,423
25 Junio	0,146	0,480	0,395	0,583	0,623
10 Julio	0,188	0,484	0,453	0,622	0,712
25 Julio	0,163	0,483	0,442	0,696	0,754
10 Agosto	0,053	0,231	0,227	0,320	0,340



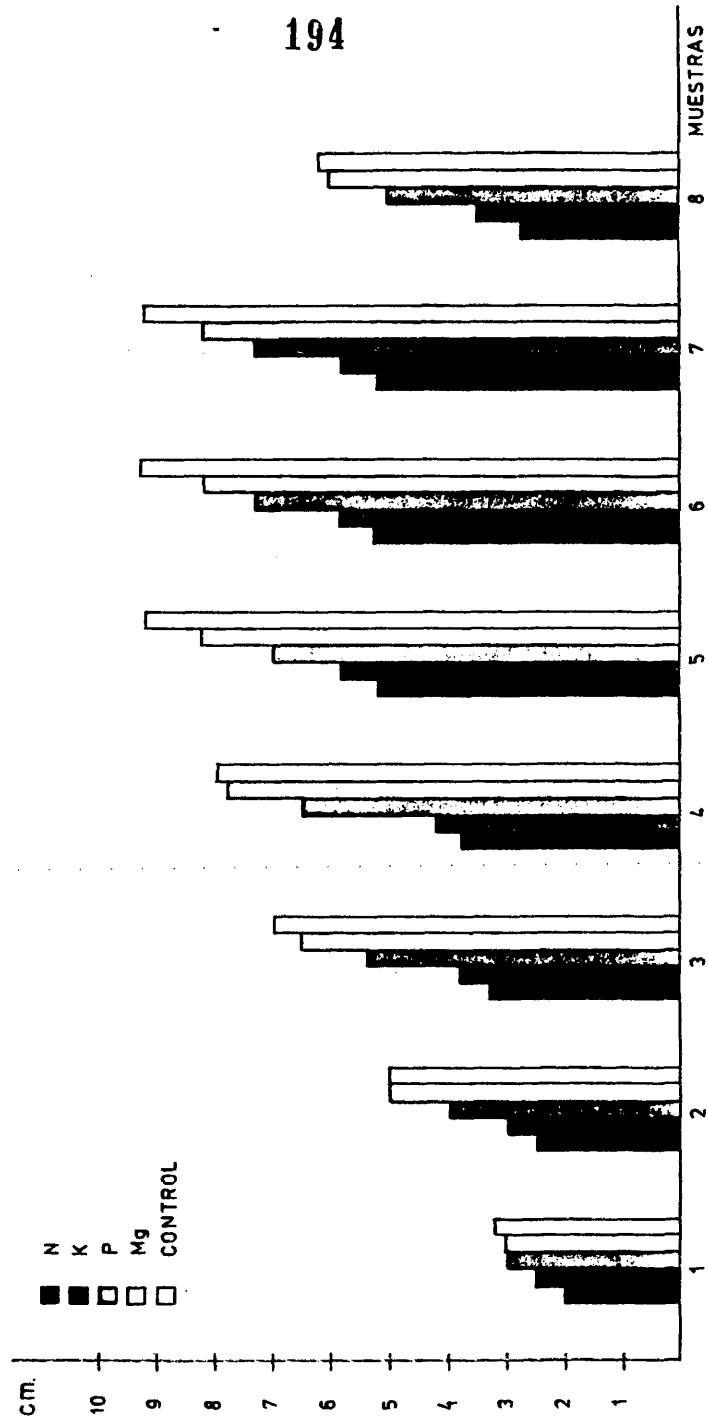


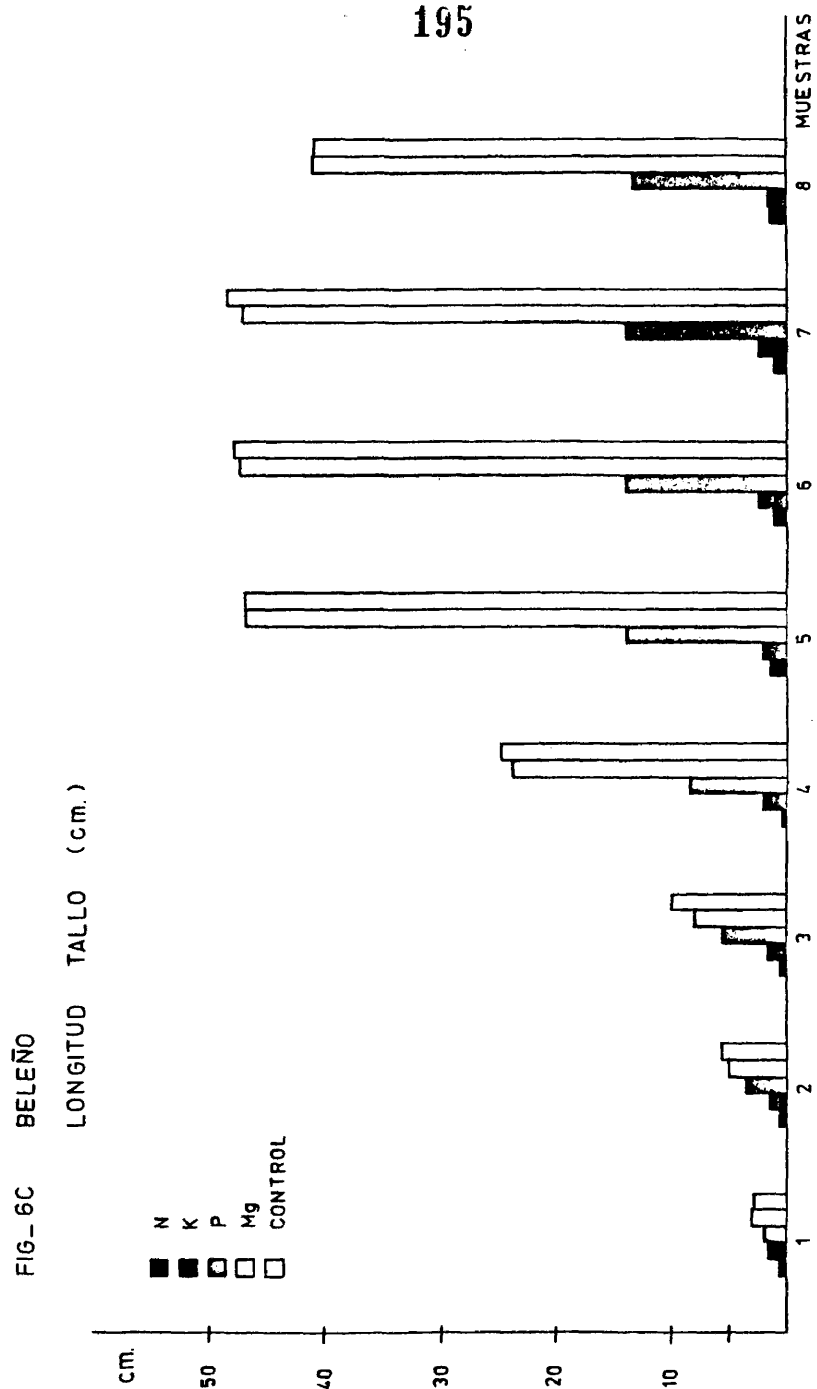


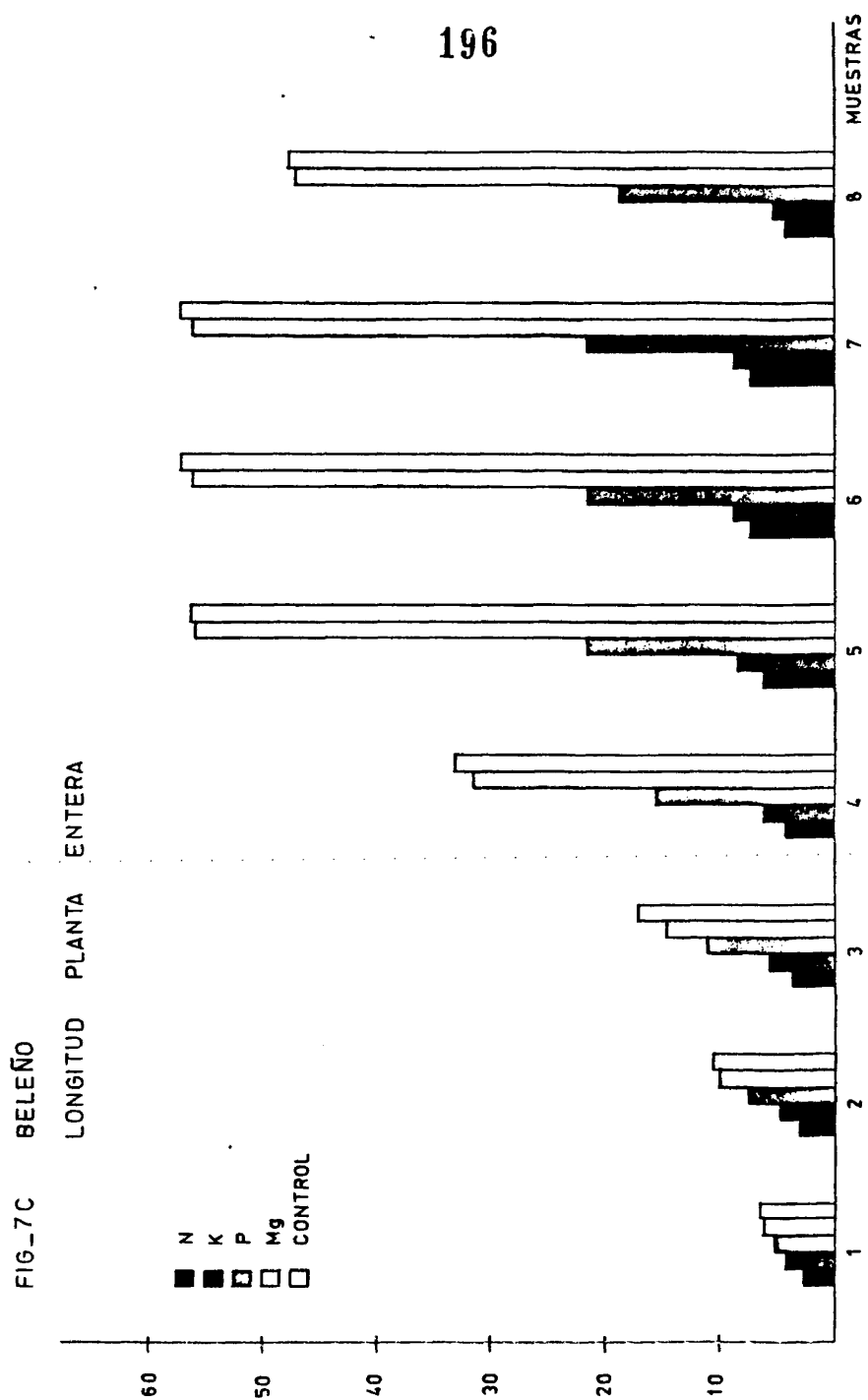


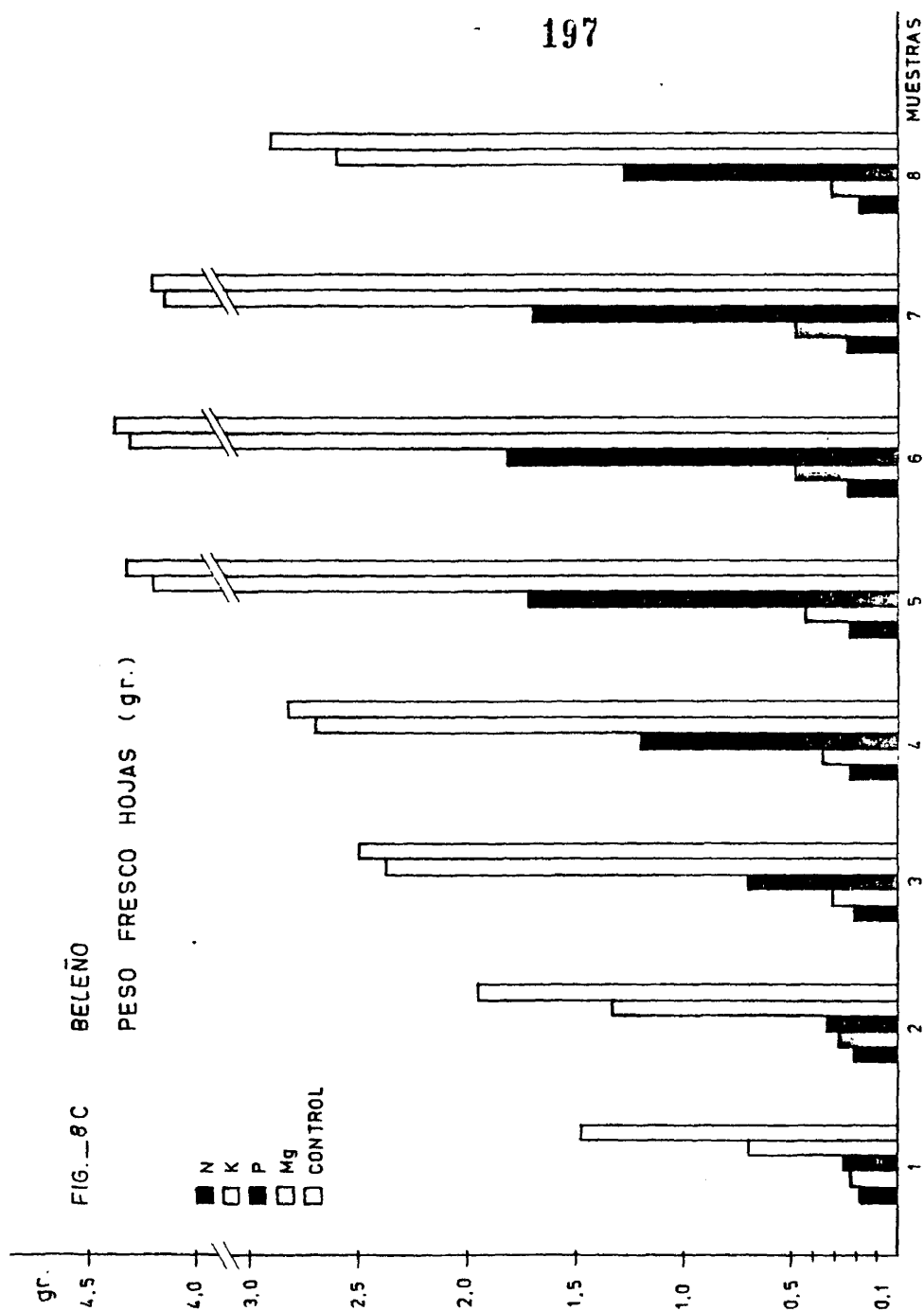
FIG_5C BELEÑO

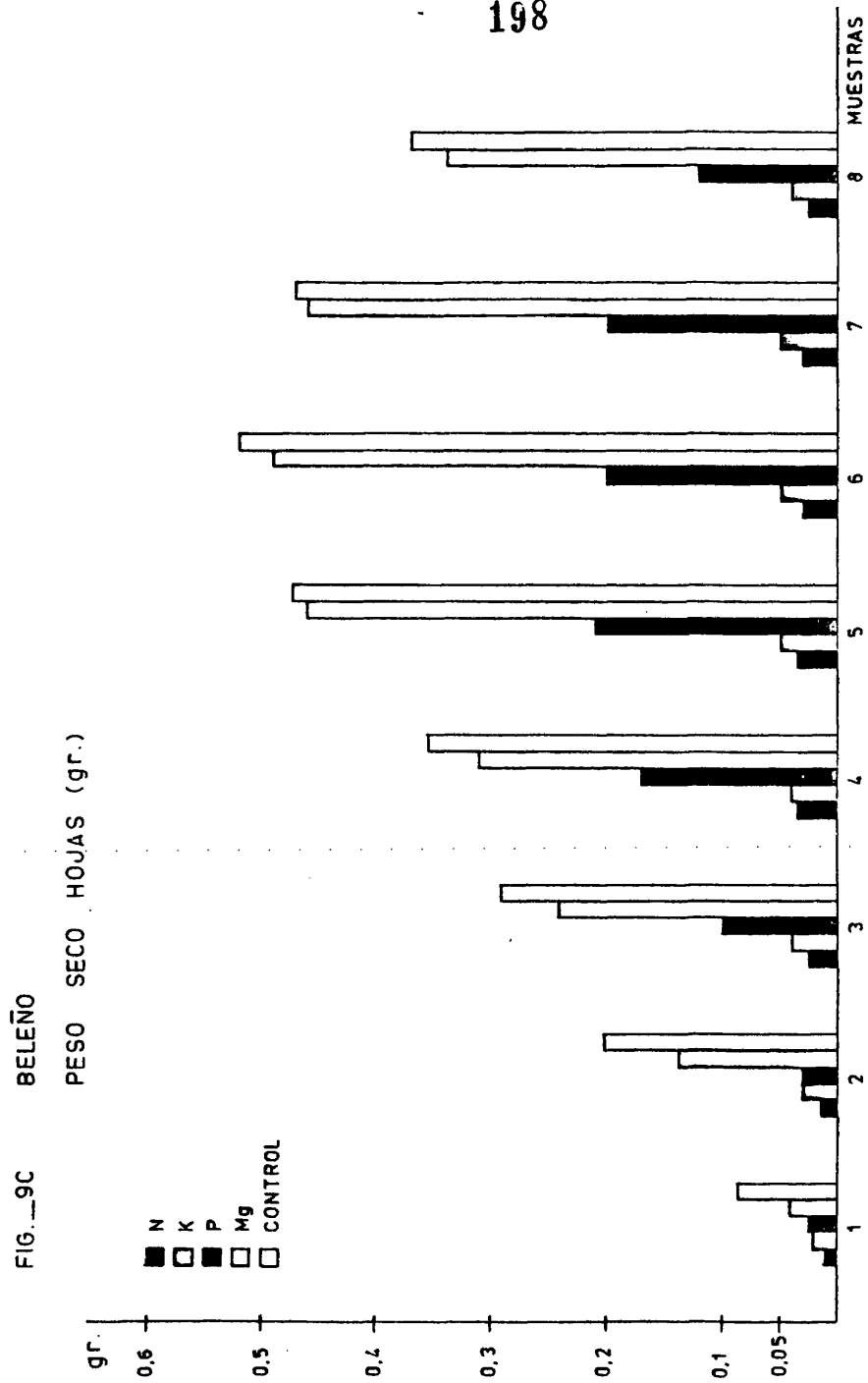
LONGITUD RAIZ (cm.)

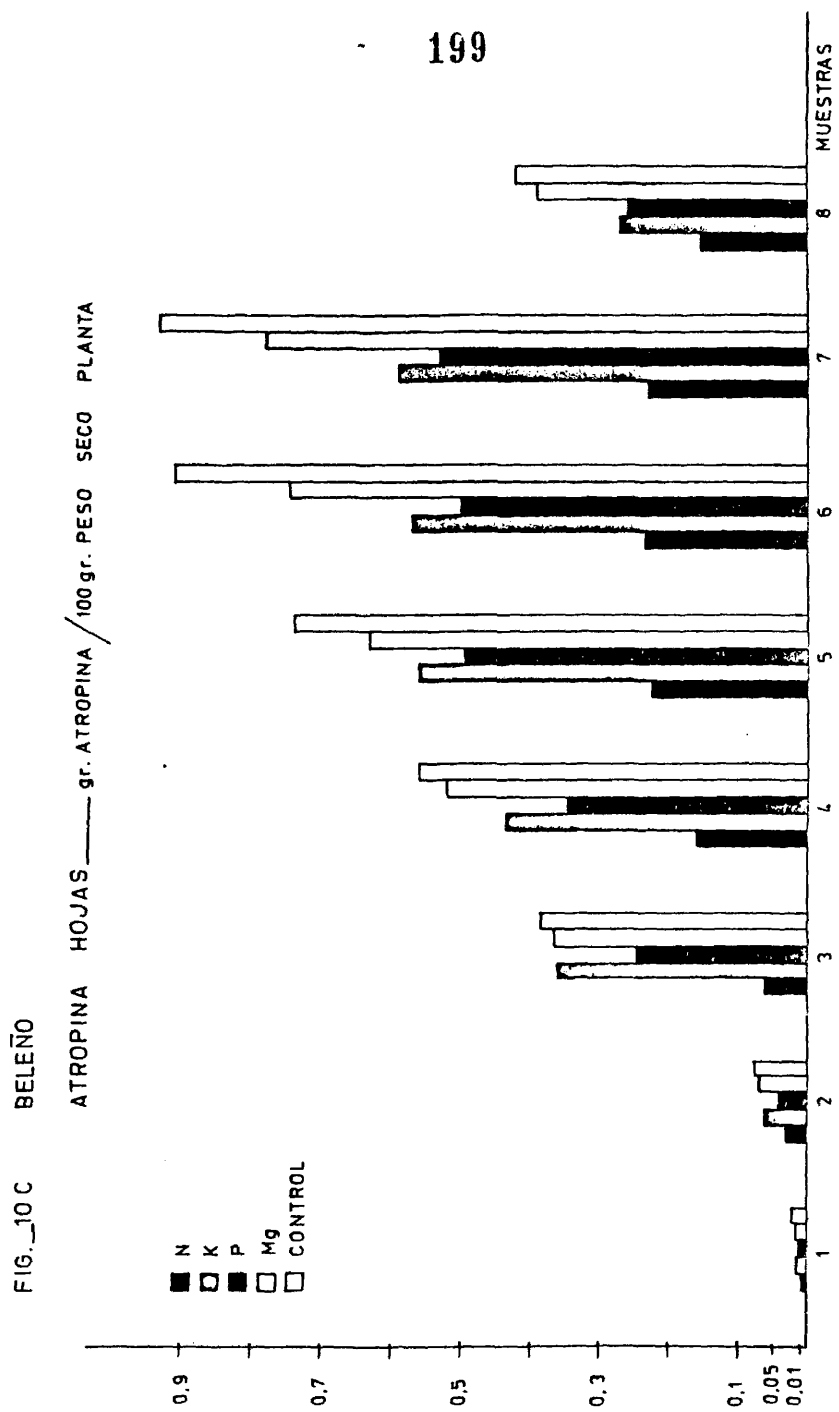


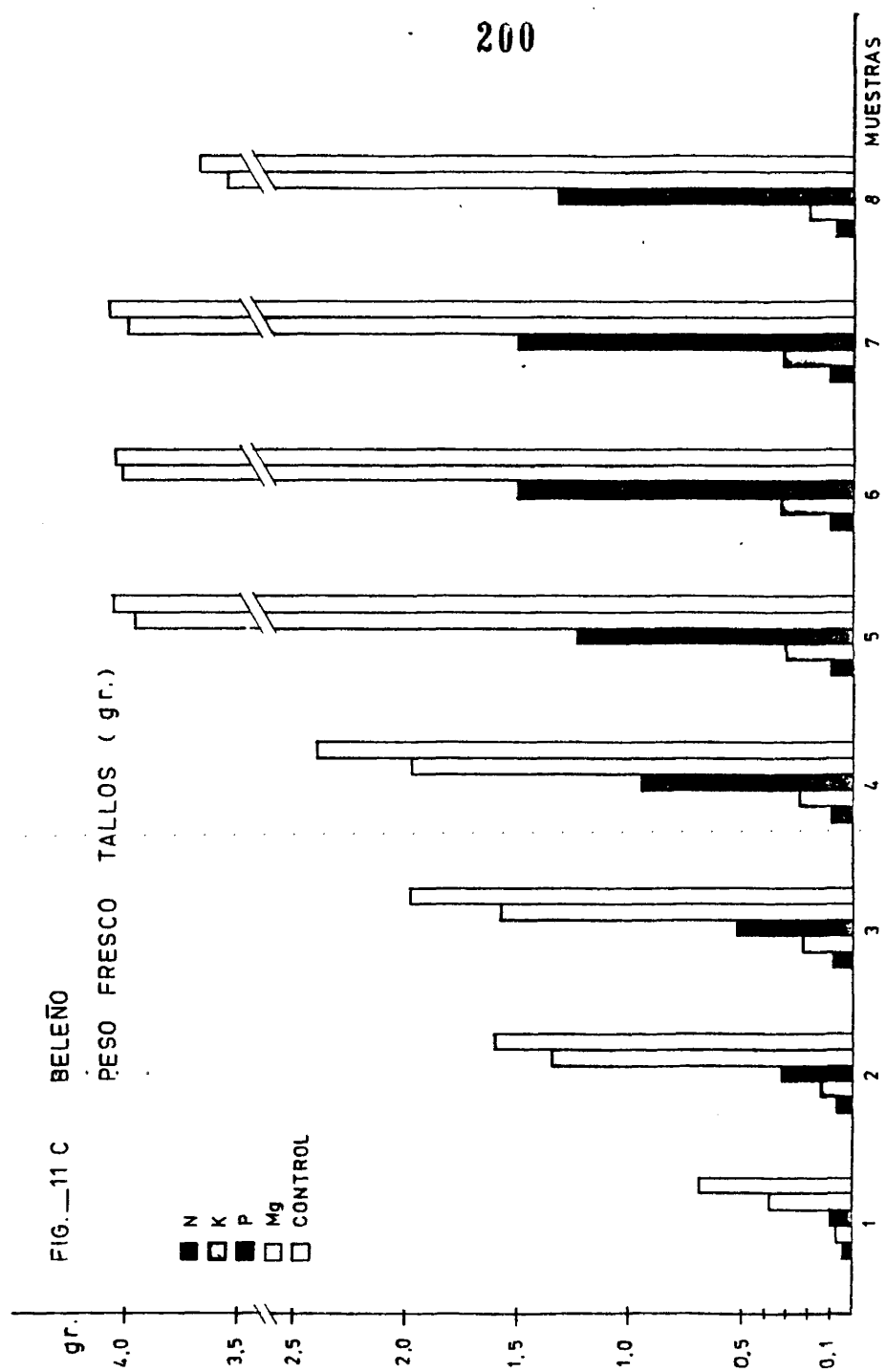


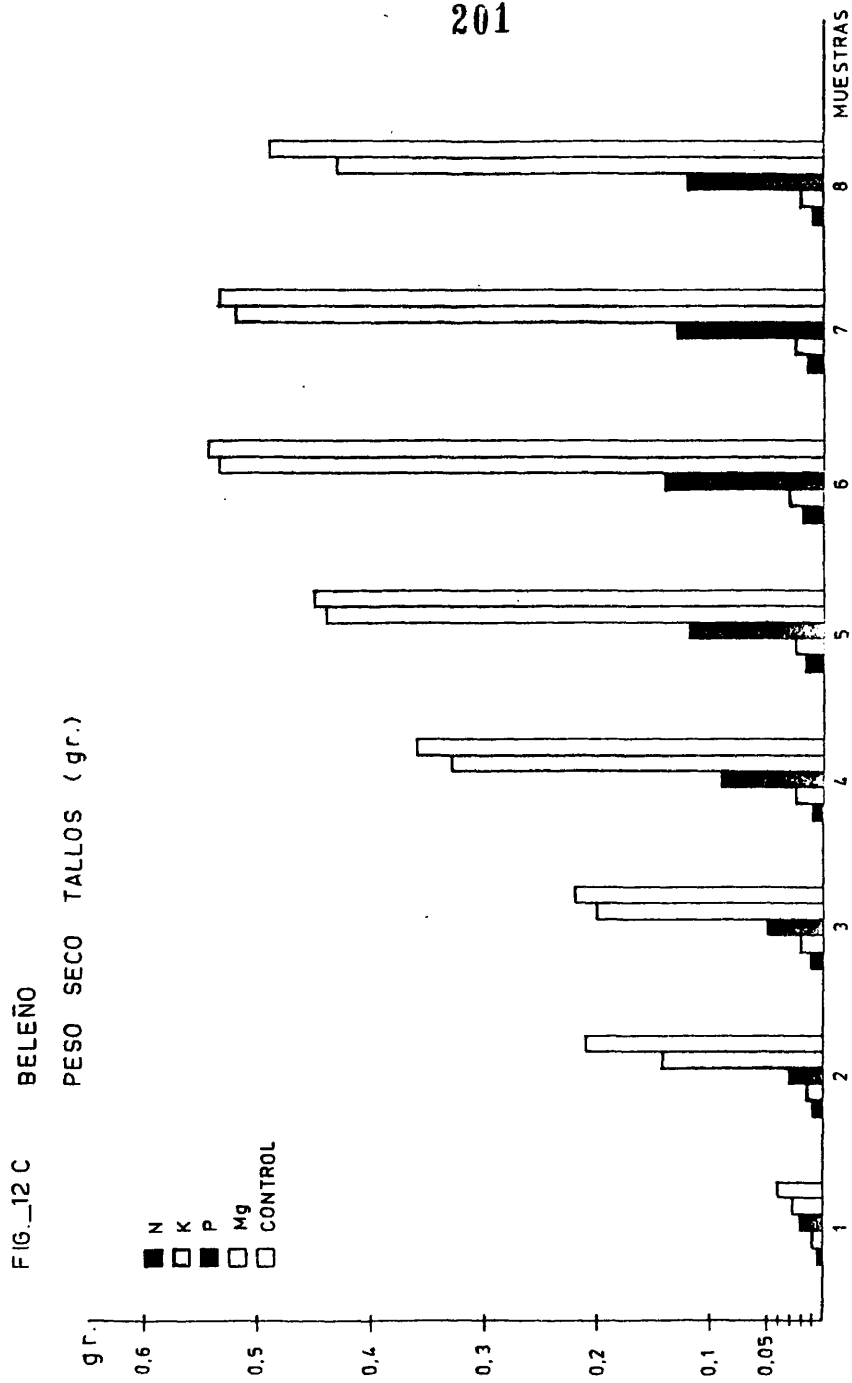


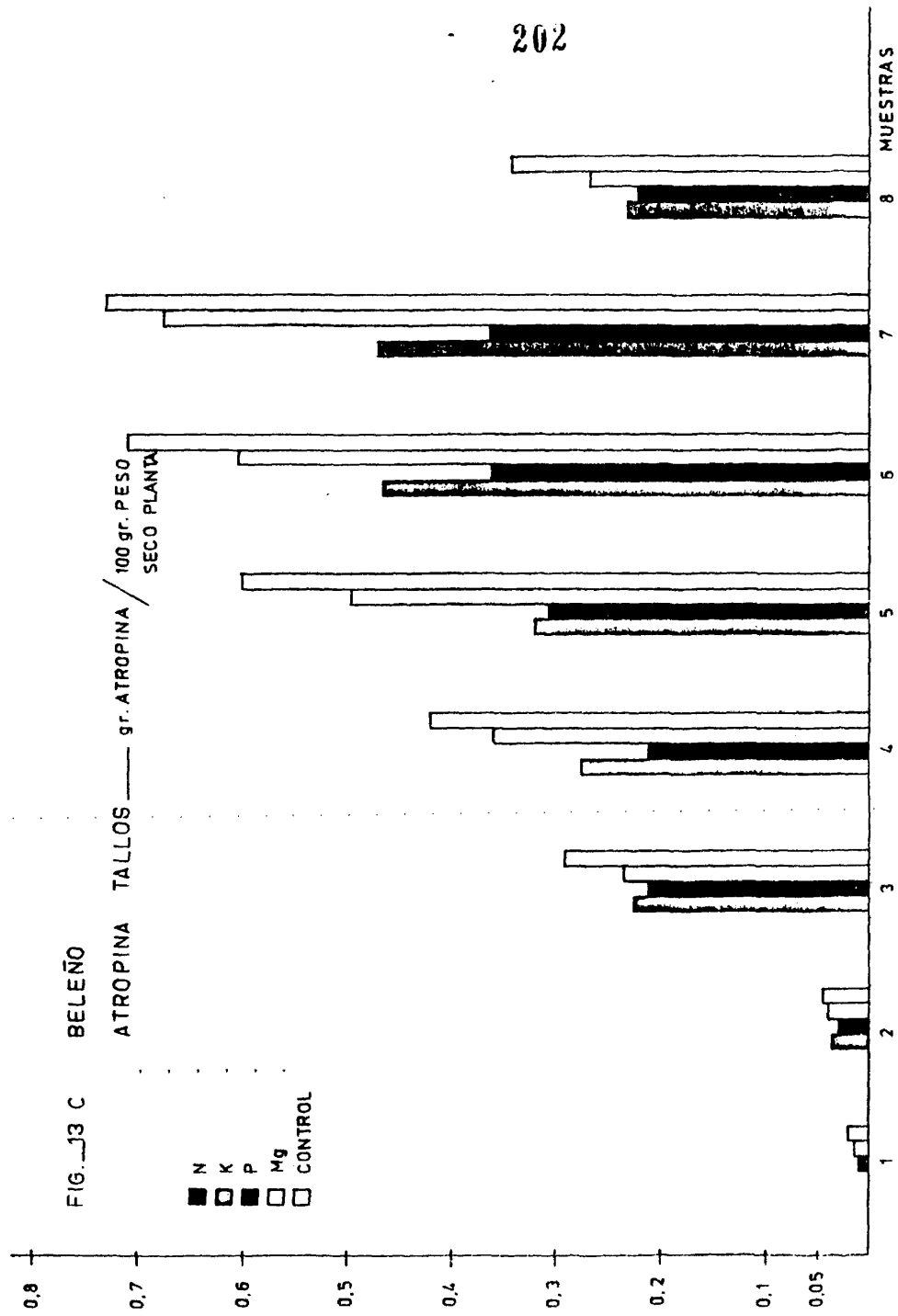


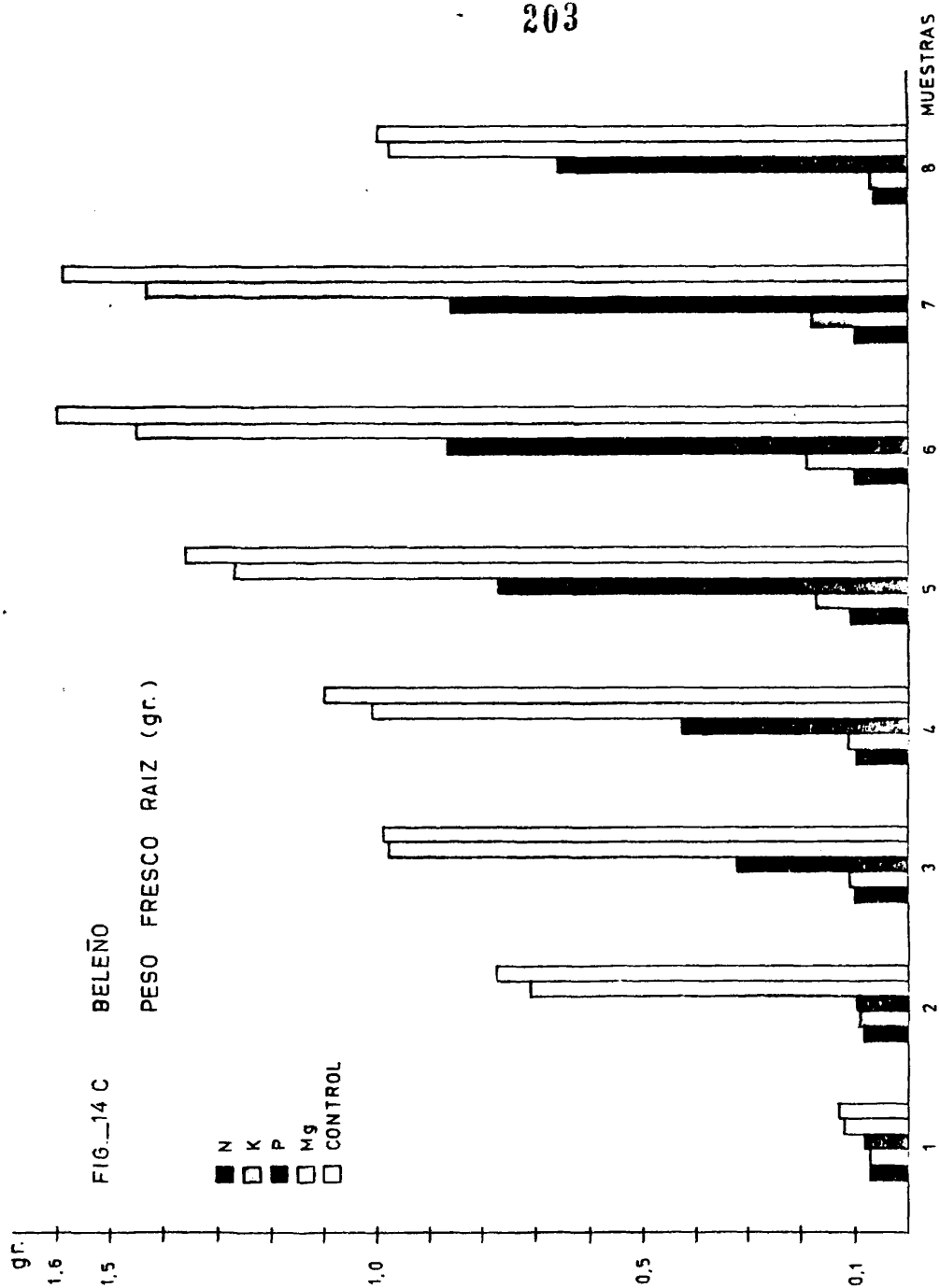


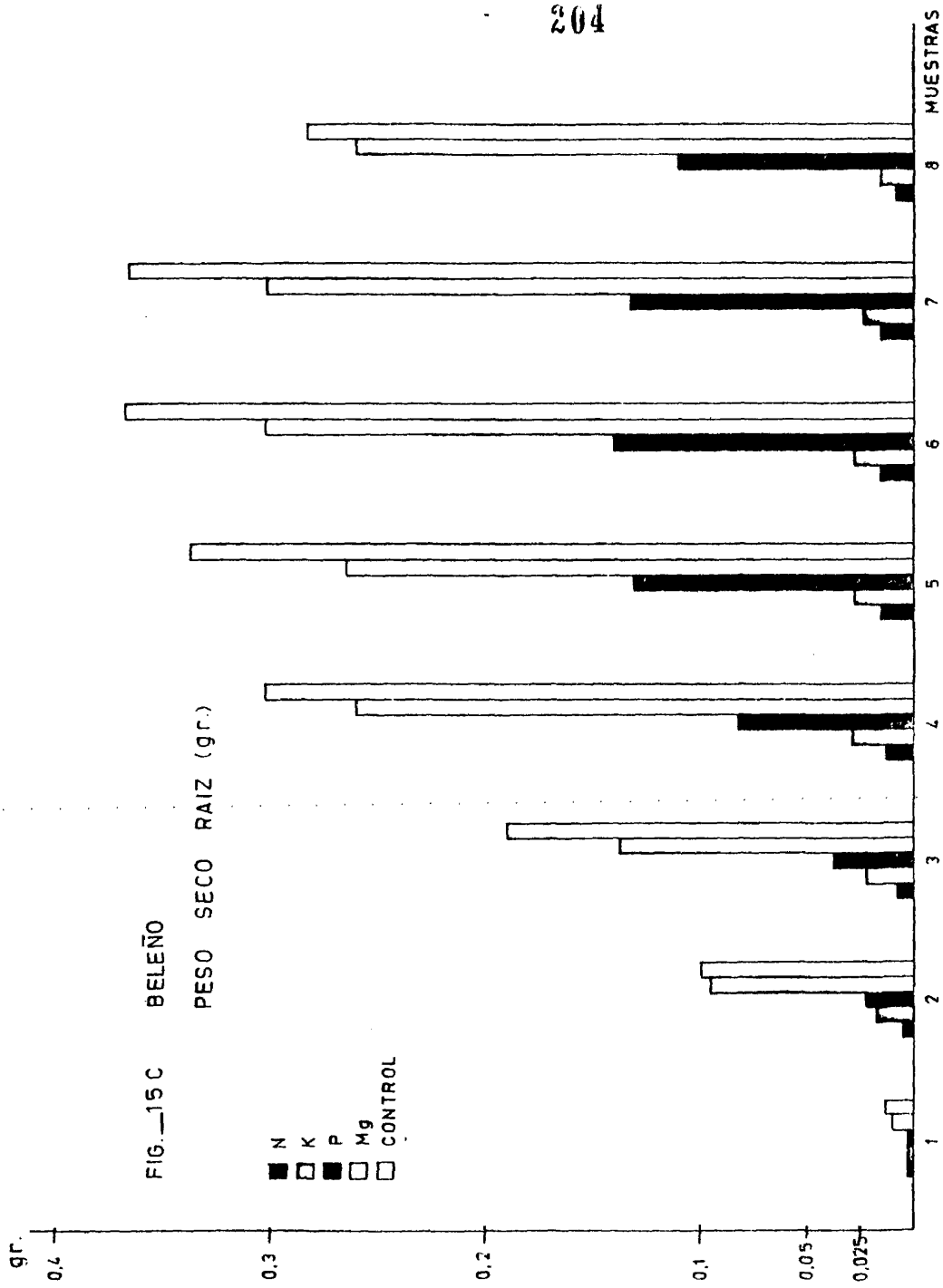


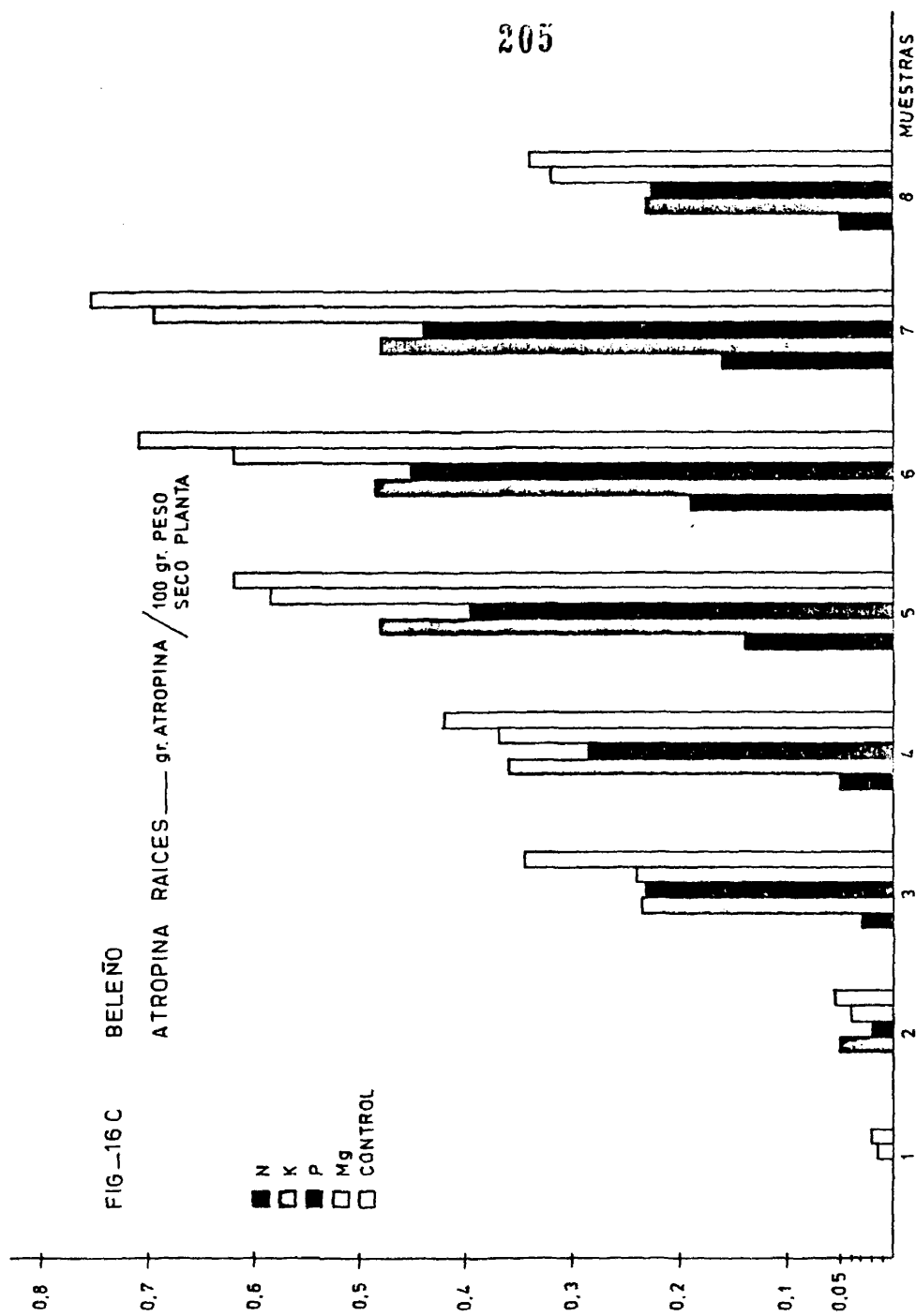












HYOSCYAMUS ALBUS

ESTADO VEGETATIVO

Fotos 20 Abril

- nº 1 : Fotografía general de todo el cultivo
- nº 2 : Cultivo hidropónico con carencia de Nitrógeno.
- nº 3 : Cultivo hidropónico con carencia de Potasio.

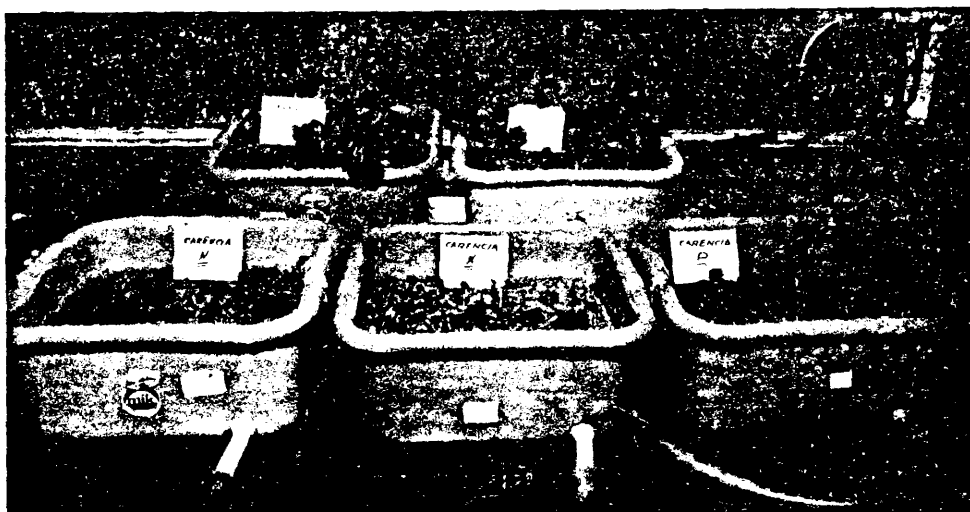


Foto nº 1



Foto nº 2



Foto nº 3

HYOSCYAMUS ALBUS

ESTADO VEGETATIVO

Fotos 20 Mayo

n° 4 : Cultivo hidropónico con carencia de Fósforo.

n° 5 : Cultivo hidropónico con carencia de Magnesio.

n° 6 : Cultivo Control.

209



Foto nº 4



Foto nº 5



Foto nº 6

HYOSCYAMUS ALBUS

FLORACION

Fotos 10 Julio

nº 7 : Fotografía general de todo el cultivo hidropónico, en estado de Floración.

nº 8 : Foto comparativa de todas las plantas del cultivo sobre papel.



Foto nº 7



Foto nº 8

HYOSCYAMUS ALBUS

FRUCTIFICACION

Fotos 25 Julio

nº 9 : Fotografía general de todo el cultivo hidropónico, en estado de Fructificación.

nº 10: Detalle de hoja con carencia de Magnesio.

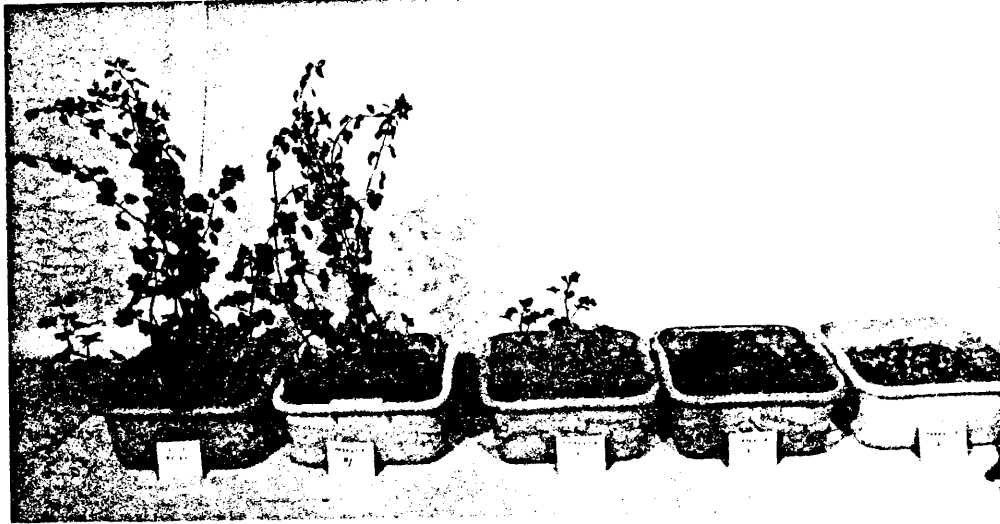


Foto nº 9



Foto nº 10

5.- CONCLUSIONES

1ª.- Las carencias de los cuatro elementos estudiados (N, P, K y Mg) no influyen en el crecimiento de las plantas de forma idéntica, los resultados varían con la especie vegetal.

2ª.- Las carencias de N, P y K provocan un retraso en el crecimiento muy importante.

3ª.- Las plantas de los lotes con carencia de Mg, apenas se ven afectadas en el crecimiento.

4ª.- Las carencias de N y P provocan un gran retraso en el crecimiento vegetativo e impiden la floración y fructificación. El beleño resulta menos afectado en el crecimiento por la carencia de P que las dos nicotianas estudiadas.

Las plantas con carencia de N, tienen un color amarillo claro. Las de los lotes con carencia de P, presentan un color verde más intenso.

5ª.- La carencia de K provoca retraso en el crecimiento en las tres especies estudiadas y aparición de necrosis típicas; en Nicotiana tabacum y Hyoscyamus albus, las plantas con carencia de K no llegan a florecer. En N. rustica, florecen aunque más tarde que los otros lotes.

6ª.- Las plantas de los lotes carentes en Mg, alcanzan la misma altura que las plantas Control y presentan una clorosis intervenal típica en las hojas inferiores.

7ª.- Las plantas estudiadas crecen hasta aproximadamente 110 días después de la germinación. A partir de este momento los lotes menores (N, P y K) ya no crecen ni llegan a florecer; los lotes mayores (Mg y Control) no crecen más, pero florecen y fructifican.

8ª.- En los lotes menores (N, P y K) las hojas presentan pesos frescos y secos mayores que los tallos.

9.- En los lotes con carencia de Mg y en las plantas Control, los tallos muestran pesos frescos muy parecidos a las hojas y los pesos secos son mayores.

10.- Las raíces de las plantas crecidas en carencia de Nitrógeno y Fósforo, son mayores que los tallos, debido comparativamente a la fuerte inhibición del crecimiento vegetativo de la parte aérea ejercida por las dos deficiencias.

11.- La carencia de los elementos estudiados, influye de forma distinta sobre la riqueza en alcaloides:

El retraso en el crecimiento que provocan las carencias de N y P se refleja también en la riqueza del alcaloide. Los dos lotes son pobres en alcaloide en relación con las plantas Control.

La deficiencia de K provoca disminución en el crecimiento, pero en cambio las plantas son más ricas en alcaloide que las de los lotes carentes en N y P. En estos tres lotes la mayor riqueza en alcaloide la tienen las hojas seguida de las raíces. Los tallos tienen un poco menos de riqueza alcaloídica pero sin grandes diferencias.

La carencia de Mg provoca una disminución de la cantidad de alcaloide en relación con el lote Control, pero no muy grande.

En los lotes carentes en Mg y en las plantas Control, la mayor riqueza la encontramos también en las hojas, seguidas de las raíces y los tallos.

En las Nicotianas, los tallos de las plantas de las primeras muestras de los lotes carentes en Mg y en las plantas Control (cuando las plantas son muy pequeñas), tienen una riqueza en nicotina muy parecida a la de hojas y raíces, a medida que las plantas van creciendo, la riqueza en los tallos disminuye mucho con respecto a la de las hojas y raíces.

En el beleño todos los lotes tienen una riqueza en atropina parecida en las hojas, raíces y tallos por este orden.

12ª.- Del conjunto de resultados obtenidos por nosotros no se han reflejado algunos valores de plantas carentes en N, P y K. Se trata de muestras de pesos secos muy bajos, por lo que los valores del alcaloide resultaron muy próximos al origen y no se reflejan.

B I B L I O G R A F I A

- 1.- ADDISCOT, T.M. J. Sci. Fd. Agric. 25, 1173-1183 (1974).
- 2.- AFRIDI M. M. and HEWITT E. J. J. Exp. Bot. 15, 251-271 (1964)
- 3.- AGHULON, H. Thesis (cited by Miller, 1938). París 1910.
- 4.- ALBASEL, N., NAVROT, J. and KAFKAFI, U. Plant and Soil 48, 537-540(1977)
- 5.- ALLPORT, N. and WILSON, E. S. Quart J. Pharm. Pharmacol. 12, 399 (1939).
- 6.- ANSARI, A.Q. and BOWLING, D. J. F. New Phyt ol. 71, 111-117 (1972)
- 7.- ARNON, D. I. and STOUT, P. R. Plant Physiol. 14, 371-375 (1939).
- 8.- ARNON, D. I. and STOUT, P. R. Plant Physiol., 14: 599 (1939, b).
- 9.- ASLAM, M. and OAKS, A. Plant Physiol. 57, 572-576 (1976)
- 10.- BARBER. W. D. and THOMAS, W. I. Crop. Sci. 12, 755-758 (1972)
- 11.- BELL, E. A. In: Biochemical Aspects of planta-animal co-evolution. Harborne, J. B. (eds.) pp. 143-161. London: Academic Press, 1978.
- 12.- BEN-ZIONI, A., VAADIA, Y. and LIPS, S. H. Physiol. Plant. 24, 288-290(1971)
- 13.- BERGMAN, W. and NEUBERT, P. Plant Diagnosis and Plant Analysis. Veb Gustav Fischer Verlag Jena (1976).
- 14.- BERTRAND, G. and JAVILLIER, M. C. R. Acad. Sci. (París) 152:225 (1911,a)
- 15.- BERTRAND, G. and JAVILLIER, M. C.R. Acad. Sci. (París) 152:900 (1911,b)
- 16.- BIELESKI, R. L. Plant Physiol. 43, 1300-1316 (1968).
- 17.- BLAKEMORE, M. J. Agric. Sci. 66, 139-146 (1966).
- 18.- BOHM, H. "Biosynthesis der Alkaloide" (Mothes, K. and Schutte, H.R. eds.) Veb. Deutscher Verlag der Wissenschaften. Berlín, pp. 21-39 (1969).
- 19.- BOLLE-JONES, E. W. Plant and Soil 6, 126-173 (1955).
- 20.- BOSEMARK, N. O. Physiol. Plantarum 7, 497-502 (1954)
- 21.- BROWNE, C. A. Chron. bot., 8:1 (1944).
- 22.- BROYER, T. C., CARLTON, A. B., JOHNSON, C. M. and STOUT, P. R. Plant Physiol., 29:526 (1954).
- 23.- BULOCK, J. D. The Biosynthesis of Natural Products. Mc Graw-Hill, New York p. 82 (1965)
- 24.- BUSH, L. P. Plant Physiol. 44, 347-350 (1969).

- 25.- BUSSLER, W. Verlag Chemie, Weinheim (1964)
- 26.- BUTENANDT, A., WEIDEL, W., BECHER, E. Naturwissenschaften 28, 447-448 (1940).
- 27.- CAMP, A. F., CHAPMAN, H. D., BAHRT, G. M. and PARKER, E. R. In: "Hunger Signs in Crops" (G. Hambidge, ed.) pp. 267-311. American Society of Agronomy and National Fertilizer Society. Washington, D. C. (1941).
- 28.- CASPER, H. Diss Fachbereich 19. Ernährungswissenschaften, Justus-Liebig-Universität Giessen, 1975.
- 29.- COIC, J., LESAINT, C. et GRAND JEAN, M. Ann. Physiol. veg. 5, 293-301 (1963).
- 30.- COLEMAN, R. G. and RICHARDS, F. J. Ann. Botany (London) (N. S.) 20, 393-409 (1956).
- 31.- COLEMAN, R. G. and HEGARTY, N. P. Nature 179, 376-377 (1957).
- 32.- CHAT, J. Nitrogen Fixation. Future Prospects Proceedings N° 155 Fertilizer Soc. of London (1976).
- 33.- CHOJECKI, Sz. Prace Tytolewie, PWN, Warszawa, vol. 1 pp. 49-87 (1949).
- 34.- CHRISTENSON, D. R. and DOLL, E. C. Soil Sci 116, 59-63 (1973).
- 35.- DAFERT, O. and SIEGMUND, O. Heil. Gewürz-Pflanz. 14, 98 (1932).
- 36.- DE KOCK, P. C. and HALL, A. Agroquimica, 7: 89. 4.3.1., 8.0.2.0., 9.2.1., 11. (1962)
- 37.- ELWICHE, C. C. The Biosphere. Scientific Amer. p. 71-80. Inc. W. H. Freeman. San Francisco (1970).
- 38.- DHINSA, R. S., BEASLEY, C. A., TING, I. P. Plant Physiol. 56, 394-398 (1975).
- 39.- DAWSON, R. F. Science, 94, 396 (1941).
- 40.- DAWSON, R. F. Am. J. Bot. 31, 351 (1944).
- 41.- DAWSON, R. F. J. Am. Chem. Soc. 73, 4218 (1951).
- 42.- DAWSON, R. F. and OSDENE, T. S. Rec. Adv. Phytochem. 5, 317 (1972).
- 43.- DAWSON, R. F., CHRISTMAN, D.R., SOLT, M. L. and WOLF, A. P. Arch. Biochem. Biophys. 91, 144-150 (1960,a).
- 44.- DUHAMEL DU MONCEAU, H. L. "La physique des arbres" (Paris) 2, 5. 0.12.0. (1758).

- 45.- DUNLOP, J. and BOWLING, D. J. F. J. Exp. Bot. 22, 445-452 (1971).
- 46.- DUTT, J.O. and BERGMAN, E. L. Penn. State Agric. Ext. ser. Veg. Crops 2. (1966)
- 47.- EATON, F. M. Bot. Gaz. 114, 165-180 (1952).
- 48.- EATON, S. V. Bot. Gaz., 111. 426-436 (1950).
- 49.- EATON, S. V. Botan. Gaz. 113, 301-309 (1952).
- 50.- EATON, F. M. and ERGLE, D. R. Plant Physiol. 32, 169-175 (1957)
- 51.- EL-HAMIDI, A., SALEH, A. M., and HAMDI, H. Abh. Dtsch. Akad. Wiss. Kl., Chem. Geol. Biol., Berlin; 3 Internationales Symposium Biochemie und Physiologie der Alkaloide, pp. 567-570. June, 1965.
- 52.- EL-SHEIKH, A. M. and ULRICH, A. Plant Physiol. 46, 645-649 (1970)
- 53.- EMBLETON, T. W. Ed. H. D. Chapman, Univ. of California Div. of Agric. pp. 225-263 (1966).
- 54.- EPSTEIN, E. Agroquimica, 6: 293 (1962).
- 55.- EVANS, H. J. and SORGER, G. J. Ann. Rev. Plant Physiol. 17, 47-77 (1966).
- 56.- EVANS, H. J. and WILDES R. A. In: Potassium in Biochemistry and Physiology, Proc. 8th. Coloq. Intern. Potash, Institute, Berne, (1971).
- 57.- FROST, W. B., BLEVINS, D. C. et BARNETT N. M. Plant Physiol. 61, 323-326 (1978).
- 58.- FUJINO, M. Sci. Bull. F. C. Educ. Nagasaki Univ. 18, 1-47 (1967).
- 59.- GANSSMAN, W. Die Phosphorsäure 22, 223-241 (1962).
- 60.- GEISSMAN, T. A., GROUT, D. H. G. Organic Chemistry of secondary plant metabolism. p. 592. San Francisco. Freeman, Cooper and co. 1969.
- 61.- GIBBS, R. D. Montreal; Mc Gill-Queens University Press (1974).
- 62.- GOHLKE, K. F. Grub. Stuttgart (1913).
- 63.- GOODSPEED, T. H. The genus Nicotiana, Chronica Botanica Company, Waltham, Mas (1959).
- 64.- GOSWAMI, A. K. and WILLCOX, J. S. J. Sci. Food Agric. 20, 592-596 (1969).
- 65.- GREENWOOD, E. A. N. and HALLSWORTH, E. G. Plant and Soil 12, 97-127 (1960).

- 66.- GREENWOOD, E. A. N., GOODALL, D. W. and TITMANIS, Z. V. Plant and Soil 23, 97-116 (1965).
- 67.- GREENWAY, H. and PITMAN, M. G. Aust. J. Biol. Sci. 18, 235-247 (1965).
- 68.- GRIGNON, C. Thèse Doct. (Eta't) Sc. Nat. Paris (1974).
- 69.- GRIMME, H. NEMETH, K. and von BRAUNSCHWEIG, L. C. Landw. Forsch. 26 (I Sonderh, 165-176 1971).
- 70.- GRIMME, H. von BRAUNSCHWEIG, L. C. and NEMETH, K. Landw. Forsch. 30 III Sonderh, 93-100 (1974).
- 71.- GROSS, D. In: Biosynthese der Alkaloide. Mothes, K. Schütte, H. R. (eds.) pp. 215-274 Berlin: VEB Deutscher Verlag der Wissenschaften (1969).
- 72.- HAEDER, H. E. and MENGEL, K. Landw. Forsch. 23/I Sonderh, 53-60 (1969).
- 73.- HAI, TANG VAN and LAUDELLOT, H. Ann. Physiol. Veg. 8, 13-24 (1966).
- 74.- HALL, D. A. Ph. D. Thesis. University of Leeds (1971)
- 75.- HALL, S. M. and BAKER D. A. Planta 106, 131-140 (1972)
- 76.- HASCHKE, H. P., LUTTGE, U. A. Pflanzenphysiol. 75, 6-16 (1975).
- 77.- HARTT, C. E. Plant Physiol. 44, 1461-1469 (1969).
- 78.- HARTT, C. E. Plant Physiol. 49, 569-571 (1972)
- 79.- HEINE, K. Planta 33, 185 (1942).
- 80.- HENDRIX, J. E. Amer. J. Bot. 54, 560-564 (1967).
- 81.- HENTSCHHELL, G. Nutrition of the Plant. p. 30-34. University of Leeds. Agricultural Chemistry Symposium, 1970.
- 82.- HESS, D. Fisiologia Vegetal, Ed. Omega (1980)
- 83.- HEWITT, E. J. Progress Report 1, Long Ashton Research Sta. Ann. Rept. 1943, 33-47 (1944).
- 84.- HEWITT, E. J. Progress Report 2, Long Ashton Research Sta. Ann. Rept. 1944, 50-60, (1945)
- 85.- HEWITT, E. J. Encyclop. of Plant Physiology. Vol. IV, p. 427-470. Verlag Springer, Berlin-Göttingen Heidelberg (1958).
- 86.- HEWITT, E. J. Ann. Rev. Plant Physio. 26, 73-100 (1975)
- 87.- HEWITT, E. J. and TATHAM, P. J. Exptl. Botany 11, 367-370 (1960)
- 88.- HEWITT, E. J. and SMITH, T. A. English Univ. Press London (1975)

- 89.- HIATT, A. J. and EVANS, H. J. Plant. Physiol. 35, 673-677 (1960)
- 90.- HILLS, K. L., TRAUTNER, E. M. and RODWELL, C. N. Aust. J. Sci. 9, 24 (1946).
- 91.- HOAGLAND, D. R. J. Agric. Res. 18: 73 (1919).
- 92.- HOFFMAN, D., BRUNNEMAN, K. D., GORI, G. B. and WINDEN, E. L. Rec. Adv. Phytochem. 9, 63-81 (1975).
- 93.- HOMES, M. V. L. Vol. I. L'alimentation sur Milieux Depourvus de Fertilité Naturelle Universa, Wetereu, Belgique (1961).
- 94.- HOMES, M. V. Soil Sci. 96, 380-386 (1963).
- 95.- HOSSNER, L. R., FREEBOUP, J. A. and FOLSOM, B. L. Proc. Soil. Sci. Soc. Amer. 37, 405-408 (1973).
- 96.- HSIAO, T. C., HAGEMAN, R. H. and TYNER, E. H. Crop. Sci., 10, 78-82 (1970).
- 97.- HUGHES, D. W. and GENEST, K. Phytochemistry, Vol. II (L. P. Miller ed.) Van Nostrand Reinhold Corp., New York p. 118 (1973).
- 98.- HUMBLE, G. D. and HSIAO, T. C. Plant Physiol. 44, 230-234 (1969).
- 99.- JACKSON, P. C. and HAGEN, C. E. Plant Physiol 35, 326-332 (1960).
- 100.- JACOB, A. "Magnesium, the Fifth Major Plant Nutrient" (Transln. N. Walker) Staples London (1958).
- 101.- JACOBY, B., ABAS, S. and STEINITZ, B. Physiol. Plant 28, 209-214 (1973).
- 102.- JAMES, W. O. "The Alkaloids" (R. F. Manske and H. L. Holmes, eds.) Vol. I, Academic Press, New York p. 71 (1950).
- 103.- JEAN JEAN, R. Physiol. Veg. 17 (1), 197-205 (1979).
- 104.- JEANNIOT, A., DUPAIGNE, G. and COIE, J. Agroquimica 15, 61-73 (1970)
- 105.- KACZKOWSKI, J., SCHUTTE, H. R., MOTHES, K. Biochim. Biophys. Acta 46 588-594 (1961).
- 106.- KERN, H. Phytopath. Z. 19, 351-382 (1952).
- 107.- KHAN, A. A. and ZENDE, G. K. Plant and Soil 46, 259-262 (1977).
- 108.- KIDSON, E. B. New Zealand J. Sci. Technol. B 24, 140-145 (1942).
- 109.- KIRKBY, E. A. and KNIGHT, A. H. Plant Physiol. 60, 349-353 (1977).
- 110.- KIRKBY, E. A. and MENGEL, K. Plant Physiol. 42, 6-14 (1967).
- 111.- KIRKBY, E. A. and MENGEL, K. Nitrogen nutrition of the Plant p. 35-38 The University of Leeds, 1970.

- 112.- KNOP, W. Land. Verstat. 2: 65. 270 (1860).
- 113.- KOCH, K. and MENGEL, K. J. Sci. Agric. 23, 1107-1112 (1972).
- 114.- KOCH, K. and MENGEL, K. In: Plant Analysis and Fertiliser Problems.
Vol. I p. 209-218 Proc. 7 th Inter. Colloq. Hannover 1974.
- 115.- KUC, J. Rec. Adv. Phytochem. 9, 139-150 (1975).
- 116.- KUPCHAM, S. M. Rec. Adv., Phytochem. 9, 167-188 (1975).
- 117.- KUPCHAM, S. M. and BY, A. W. "Steroid alkaloids-The veratrum group"
in "The alkaloids" (R. H. F. Manske and H. L. Holmes eds.) Vol. 10,
Academic Press, New-York p. 143 (1968).
- 118.- KURSANOV, A. L. and VYSKREBENTZEVA, E. In: Potassium and the Quality
of Agricultural Products. Proc. p. 401-420. 8 th. Cong. Intern. Po-
tash Institute, Berne, 1966.
- 119.- LARKUM, A. W. D. Nature 218, 447-449 (1968).
- 120.- LARSEN, S. Plant and Soil 27, 401-407 (1967, a).
- 121.- LAWRENCE, R. L. Jr. and WALLER, G. R. Fed. Proc. 32, 521- (1973, a).
- 122.- LEETE, E. J. Am. Chem. Soc. 84, 55-57 (1962).
- 123.- LEETE, E. Tetrahedron Lett. 1619-1622 (1964).
- 124.- LEETE, E. In: Biogenesis of natural compounds. Bernfeld, P. (ed.) pp.
953-1023. Oxford: Pergamon Press 1967, a.
- 125.- LEETE, E. Alkaloids Biosynthesis. Adv. Enzymol. 32, 373-422 (1969, a).
- 126.- LEETE, E. In: Biosynthesis. Geissman, T. A. (ed.), Vol. 2 pp 106-182.
London: The Chemical Society 1973, a.
- 127.- LEETE, E., KOWANKO, N., NEWMARK, R. A. J. Am. Chem. Soc. 97, 6826-
6830 (1975).
- 128.- LEETE, E., LUCAST, D. H. Tetrahedron Lett. 3401-3404 (1976).
- 129.- LEGGET, J. E. and GILBERT, W. A. Plant Physiol. 44, 1182-1186 (1969).
- 130.- LEMMERMAN, O. and WIESSMANN, H. Z. Pflanzenernähr. Düng Bodenk. 18
185-197 (1924).
- 131.- LIEBISCH, H. W., SCHUTTE, H. R. Z. Pflanzenphysiol. 57, 434-439 (1967).
- 132.- LIEBISCH, H. W., PEISKER, K., RADWAN, A. S., SCHUTTE, H. R. Z. Pflan-
zenphysiol. 67, 1-9 (1972).

- 133.- LINCK, A. J. and SWANSON, C. A. Plant and Soil 12, 57-68 (1960).
- 134.- LOHNIS, M. P. Plant and Soil 12, 339-376 (1960).
- 135.- LONERAGAN, J. F. and ASHER, C. J. Soil Sci. 103, 311-318 (1967).
- 136.- LOOMIS, W. E. and SHULL, C. A. "Methods in plant physiology" Mc Graw, Hill, New York and London 1 (1937).
- 137.- LUCKNER, M. Pharmazie 26, 717-724 (1971).
- 138.- LUCKNER, M., NOVER, L., BOHM, H. Secondary metabolism and cell differentiation. Berlin, Heidelberg, New York: Springer 1977.
- 139.- LUTMAN, B. F. Univ. Vermont Agr. Expt. Sta. Bull. 383 (1934).
- 140.- MAAS, E. V.; MOORE, D. P. and MASON, J. B. Plant Physiol. 44, 796-800 (1969).
- 141.- MANDAL, S. C. 40 th Sess. Indian Soc. of Soil Science. Bhubaneswar, 1975.
- 142.- MANSKE, R. H. F. and HOLMES, H. L. The Alkaloids, Vols. I-XV, 1950-1975. Academic Press, New York.
- 143.- MARTIN, P. and KIRKBY, E. A. Nitrogen Nutrition of the plants p. 104-112. The Univ. of Leeds, 1970.
- 144.- MASSINGILL, J. L. and HODGKINS, J. E. Phytochemistry 6, 977 (1967).
- 145.- MATHAN, K. K. and AMBERGER, A. Plant and Soil 46, 413-422 (1977).
- 146.- MAZLIAK, P. Fisiologia Vegetal pags. 289-290. Ediciones Omega S.A. Barcelona (1976).
- 147.- Mc HARGUE, J. S. J. Amer. Chem. Soc., 44: 1592 (1922).
- 148.- Mc NAIR, J. B. Ann. J. Bot. 17, 187
- 149.- MENGEL, K., GRIMME, H. and NEMETH, K. Landw. Forsch. 23/I Sonderh, 79-91 (1969).
- 150.- MENGEL, K. and HELAL, M. In: E. A. Kirkby: Nitrogen Nutrition of the Plant, p. 162-173. The University of Leeds (1970).
- 151.- MENGEL, K. and von BRAUNSCHWEIG, Soil Sci. 134, 142-148 (1972).
- 152.- MEYER, A. and SCHMIDT, E. Flora, Jena, 100, 317 (1910).
- 153.- MEZ, C. and GOHLKE, K. Beitr. Biol. Pflanz. 17, 301 (1913).
- 154.- MEZ, C. and ZIEGENSPEK, H. Bot. Arch. 13, 483 (1926).

- 155.-MICHAEL, G. Bodenk. u. Pflanzenernähr 14, 148-171 (1939).
- 156.- MIKA, E. S. Llodya 25, 291 (1962).
- 157.- MIRONENKO, A. V. Fiziologiya i Biokhimiya Lupina. Nauka i Tekhnika.
Minsk (1965).
- 158.- MIRONENKO, A. V. Biokhimiya Lupina. Nauka i Tekhnika, Minsk (1975).
- 159.- MITCHELL, J. C. Rec. Adv. Phytochem. 9, 119-138 (1975).
- 160.- MITSCHER, L. A. Rec. Adv. Phytochem. 9, 243-282 (1975).
- 161.- MIZUSAKI, S., TANABE, J., NOGUCHI, M., TAMAKI, E. Cell Physiol.(Tokio)
12, 633-640 (1971).
- 162.- MIZUSAKI, S., TANABE, J., NOGUCHI, M., TAMAKI, E. Phytochemistry 11,
2757- 2762 (1972).
- 163.- MIZUSAKI, S., TANABE, J., NOGUCHI, M., TAMAKI, E. Plant Cell Physiol.
(Tokio) 14, 103-110 (1973).
- 164.- MOLISCH, H. G. Fischer, Jena (1933)
- 165.- MORARD; P. C. R. Sci. Ser. D, 270, 2075-2077 (1970).
- 166.- MORARD; P., Thesis, University Toulouse, 1973
- 167.- MORGAN, M. A., VOLK, R. J. and JACKSON, W. A. Plant Physiol. 51, 267-
272 (1973).
- 168.- MOTHES, K. Planta 5, 563 (1928).
- 169.- MOTHES; K. Ann. Rev. Plant Physiol. 16, 393-432 (1955).
- 170.- MOTHES; K., The Alkaloids, Vol. VI (R. H. F. Manske and H. L. Holmes,
eds.) Academic Press, New York p. 1 (1960).
- 171.- MOTHES, K., Experientia 25, 225 (1969).
- 172.- MOTHES, K. and ROMEIKE, A. Flora (Jena) Abt. A 142, 109 (1954).
- 173.- MOTHES, K. and ENGELBRECHT, L. In: Biochemie Kulturplanze (K. Mothes
and R. Mansfield, eds.) Akademie-Verlag, Berlin, Vol. 1 pp. 258-259,
(1956, b).
- 174.- MOTHES, K., ENGELBRECHT, L., TSCHOEPE, K. H. and TREFFTZHUSSCHERPUTER;
G. Jena 144, 518 (1957).
- 175.- MULDER, D. Plant and Soil 2, 145-157 (1950).
- 176.- MULDER, E. G., J. Agric. Sci. 4, 333-356 (1956).
- 177.- MULDER, E. G. and BAKEMA. Plant and Soil 7, 135-166 (1956).

- 178.- MURATA, T. and AKAZAWA, T. Arch. Biochem. Biophys. 126, 873-879 (1968).
- 179.- NEALES, T. F. Nature 177, 388-389 (1956).
- 180.- NEMETH, K. Plant and Soil 42, 97-107 (1975).
- 181.- NICHOLAS, D. J. D. Ann. Rev. Plant Physiol. 12, 62-90 (1961).
- 182.- NOBBE, F. and SIEGERT, T. Landw. Versstat. 3. (1862).
- 183.- NOWACKI, E., Roczn. Nauk. Rolu. Ser. A 79, 33-42 (1958).
- 184.- NOWACKI, E. Genet. Polon. 2, 103-196 (1961).
- 185.- NOWACKI, E., WEZNIKAS, Th. and NOWACKA, D. Flora (Jena) abt. A 158; 461-467 (1967).
- 186.- NOWACKI, E. and KAZIMIERSKI, T. Zpflanzenzücht. 66, 249-259 (1971)
- 187.- NOWACKI, E. and WALLER, G. R. Bull. Acad. Pol. Sci. Ser. Sci. Biol. 21, 459-463 (1973).
- 188.- NOWACKI, E. JURZYSTA, M., GORSKI, P., NOWACKA, D. and WALLER, G. R. Biochem. Physiol. Pflanz. 169-231 (1976).
- 189.- NOWAKOWSKI, T. Z. In: Potassium in Biochemistry and Physiology 8th Colloq. Inter. Potash Institute. p. 45-49 Berne, 1971.
- 190.- OAKS, A. Sixth. Long. Ashton symposium. Nitrogen assimilation of plants, 19-22 September. University of Bristol (1977).
- 191.- O'DONOVAN, D. G., KEOGH, M. F. J. Chem. Soc. (c), 223-226 (1969).
- 192.- OKAMOTO, Soil Sci. and Plant Nutrition, 13. 143-150 (1967).
- 193.- OLSEN, S. R. and WATANABE, F. S. Soil Sci. 110, 318-327 (1970).
- 194.- PAL, B. P. and HATH, B. V. Proc. Ind. Acad. Sci., 320,79 (1944).
- 195.- PEASLEE, D. E. and MOSS, D. N. Soil Sci. Soc. Amer. 30, 220-223 (1966).
- 196.- PIPER, C. S., J. Agric. Sci., 32: 143 (1942).
- 197.- PISSAREK, H. P. Z Pflanzenernähr. Bodenk 136, 1-96 (1973).
- 198.- PITMAN, M. G. Plant Physiol. 44, 1233-1240 (1969).
- 199.- PLUENEKE, R. H. and JOHAM, H. E. Plant Physiol. 49, 502-505 (1972)
- 200.- PORTIS, A. R. and HELDT, H. W. Biochim. Biophys. Acta 449, 434-446(1976)
- 201.- PRATT, C. J. From: "Chemical fertilizers" 1965, Scientific American, Inc. In: Plant Physiology, R. G. S. Bidwell p. 230. Mac Millan Publishing Co. Inc. (1974).

- 202.- PRESCOTT, J. A. "Nicholas of Cusa and van Helmont's experiments. 2 Aust. J. Sci., 10: 86 (1947).
- 203.- QUASTEL, J. H. Plant Physiol. 16, 217-240 (1965).
- 204.- RAO, K. P. and RAINS, D. W. Plant Physiol. 57, 55-58 (1976)
- 205.- RASCHKE, K. Ann. Rev. Plant Physiol. 26, 309-340 (1975).
- 206.- RAINER, E. I. and YELISEOVA, O. I. Fiziol. Rastenij 15, 488-497 (1968).
- 207.- RAULIN, J. C. R. Acad. Sci., Paris, 57: 228 (1863).
- 208.- REED, H. S. A short history of the plants sciences. Chronica Botanica Company. Wastham, Masachussetts, 241-265 (1942).
- 209.- RESSLER, C. Rec. Adv. Phytochem. 9, 151-166 (1975).
- 210.- RICH, C. J. Amer. Soc. Agron., Madison/U.S.A. 79-96 (1968).
- 211.- RICH, C. J. Potassium in Soil. Intern. Potash. Inst. Berne, 1972.
- 212.- RICHARDS, F. J. and COLEMAN, R. G. Nature 170, 460 (1952).
- 213.- RICHARDS, F. J. and BERNER, E. Ann. Botany (London) (N. S.) 18, 15-33 (1954).
- 214.- ROBERG, M. Zbl. Bakt., Abt. II, 74: 333 (1928).
- 215.- ROBIN, P. BLAYAC, D. et SALSAC, L. Physiol. Veg., 17-(1) 55-66 (1979)
- 216.- ROMEIKE, A. Pharmazie 9, 688-723 (1953).
- 217.- ROMEIKE, A. Flora (Jena) 143, 67-86 (1956)
- 218.- ROMEIKE, A. Planta Med. G., 426-427 (1958)
- 219.- ROMEIKE, A. Flora (Jena) 148, 306-320 (1959).
- 220.- ROMEIKE, A. Kulturpflanze 9, 171-180 (1961)
- 221.- ROMEIKE, A. Flora (Jena) 154, 163-173 (1964)
- 222.- RUGIERI, G. D. Science 194, 491-497 (1976).
- 223.- RUSSELL, R. S. and BARBER, D. A. Ann. Rev. Plant Physiol. 11, 127-140 (1960)
- 224.- SALM-HORSTMAR, F. J. prakt. chem. 1; 2, 4, 8, 4, 0 (1849)
- 225.- SALM-HORSTMAR, F. Ann. Chim (Phys.) 32: 4611 (1851)
- 226.- SALMON, R. C. and ARNOLD, P. W. J. Agric. Sci. 61, 421-425 (1963).
- 227.- SAMUEL, G. and PIPER, C. S. J. Dep. Agric. S. Aust., 31: 696 (1928).
- 228.- SAMUEL, G. and Piper, G. S. Ann. appl. Biol. 16: 493 (1929).

- 229.- SANDERS, F. E. and TINKER, P. B. Pestic. Sci. 4, 385-395 (1973).
- 230.- SCHILDKNECHT, H. In: Natural products and the protection of plants. Marini-Bettolo, G. B. (ed.) Vol. 41, pp. 59-99. Vatican City: Pontifical Academy of Science (1977).
- 231.- SCHILDKNECHT, G., TAUSHER, B., MOESCHLER, H., EDELMANN, J: Proc. 11 Int. Symp. Chem. Nat. prods. part. I Vol. 4 pp. 9(-111). Sofia Bulgarian Acad. Sci. (1978).
- 232.- SCHMID, H. und SERRANO, M. Experientia VI (8), 311-312 (1948).
- 233.- SCHNEPP, E. In: Grundlagen der Cytologie. Hirsch, G. C. Ruska, H, Sitte, P. (eds.) pp. 461-477. Jena: G. Fischer (1973).
- 234.- SCHROETER, H. B. Pharmazie 10, 141-157 (1955).
- 235.- SCHULTES, R. E. Rec. Adv. Phytochem. 9, 1-28 (1975).
- 236.- SCOTT, T. A., GLYNN, J. P. Phytochemistry 6, 505-510 (1967).
- 237.- SHIVE, J. W. Amer. J. Bot., 2: 157 (1915,b)
- 238.- SHIVE, J. W. Sci. Mon., 51: 233 (1940,a)
- 239.- SINGER, C. A short history of science" Oxford University Press, London, 2 (1941).
- 240.- SKURSKY, L. and WALLER, G. R. Abh. Dtsch. Akad. Wiss. Kl., Chem. Geol. Biol. Berlín. 4. Internationales Symposium Biochemie und Physiologie der Alkaloide, Halle (Salle). Germany, June, pp. 181-186 (1969).
- 241.- SMITH, T. A. and SINCLAIR, C. Ann. Bot. 31, 103-111 (1967)
- 242.- SOKOLOV, V. S. Alkaloidhaltige Pflanzender USSR, Verlag Akad. Wiss. Moscow.
- 243.- SOLT, M. Plant Physiol. 32. 484 (1957,a).
- 244.- SOLT, M. Plant Physiol. 32, 480 (1957,b).
- 245.- SOLT, M. and DAWSON, R. F. Plant Physiol. 33, 375-381 (1958).
- 246.- SOMMER, A. L. and LIPMAN, C. B. Plant Physiol. 1: 231 (1926).
- 247.- SPANSWICK, R. M. and WILLIAMS, E. J. J. Exp. Bot. 55, 193-200 (1964).
- 248.- STEENBYERG, F. and JAKOBSEN, S. T. Soil Sci., 95: 69 (1963)
- 249.- STEINER, A. A. Plant and Soil 15, 134-154 (1961).
- 250.- STEUCEK, C. G. and KOOTZ, H. V. Plant Physiol. 46, 50-52 (1970)
- 251.- STOCKING, C. R. and ONGUM, A. Ann. J. Bot. 49, 284-289 (1962).

- 252.- STOUT, P. R. Proceedings 9 th Annual California Fertilizer Conference
21-23 (1961).
- 253.- STOUT, P. R. and ARNON, D. I. Amer. J. Bot. 26: 144 (1939).
- 254.- SUTCLIFFE, J. F. y BAKER, D. A. Las plantas y las sales minerales.
Ediciones Omega. Barcelona (1979).
- 255.- SWAIN, T. Academic Press, New York and London (1966).
- 256.- THOMSON, W. W. and WEIER, T. E. Ann. J. Bot. 49, 1047-1055 (1962).
- 257.- THOMSON, W. W. and WEIER, T. E. Plant Physiol. 37, XI (1962).
- 258.- TOMBESY, L. CALE, M. and TIBORNE, B. Plant and Soil 31, 65-76 (1969)
- 259.- TOREN, J. Rev. Gen. Botan. 62, 392-421 (1955).
- 260.- TOTTINGHAM, W. E. Physiol Res. 1: 133 (1914)
- 261.- TREBST, A. And PISTORIUS, E. Beiträge zur Biochemie und Physiologie
von Naturstoffen. Festschrift Kurt Mothes zum 65. Geburtstag-Fischer.
Verlag, Jena (1965).
- 262.- TRUOG, E. GOATES, R. J., GERLOFF, G. L. and BEPGER, K. Soil Sci. 63,
19-25 (1947).
- 263.- TSO, T. C. Physiology and Biochemistry of Tobacco Plants, Dowden.
Hutchinson and Ross. Strondsberg, pa., pp. 42-81 (1972).
- 264.- TSO, T. C., KASPERBAUER, M. J. and SOROKIN, T. P. Plant Physiol. 45,
330-337 (1970).
- 265.- TSO, T. C., SOROKIN, T. P. and ENGELHAUPT, M. E. Plant Physiol. 51,
805-806 (1973).
- 266.- TSO, P. O. P. Ann. Rev. Plant Physiol. 13, 45-80 (1962).
- 267.- TSO., P. O. P. BONNER, J. and VINOGRAD, J. Plant Physiol. Suppl. 32
xii (1957).
- 268.- ULRICH, A. and OHKI, K. Diagnostic Criteria for Plants and Soils.
University of California, Riverside. Dif. of Agric. Sciences (1966).
- 269.- VAN DER CRONE, G. Diss. Univ. Bonn. (1904).
- 270.- VIRO, M. Diss. Fachbereich 19 Ernährungswissenschaften, Justus-Liebig
Universität Gießen, (1973).
- 271.- VON SACHS, J. Landw. Verstat. 2: 219 (1860).
- 272.- WAGNER, H. and MICHAEL, G. Biochem. Physiol. Pflanzen (BPP) 162, 147-
158 (1971).

- 273.- WAKHLOO, J. L. J. Exp. Botany 27, 794-800 (1976).
- 274.- WALKER, D. A. In: D. H. NORTHCOOTE: Int. Review of science, Plant Biochemistry series I, vol. II Butterworths (1974).
- 275.- WALL, M. E. Rec. Adv. Phytochem. 9, 29 (1975).
- 276.- WALLACE, T. Ann. Appl. Biol. 17, 649-657 (1930)
- 277.- WALLACE, T. "The Diagnosis of Mineral Deficiencies in Plants. (A Colour Atlas and Guide)" 3rd. ed. H. M. Stationery Office, London 1961.
- 278.- WALLACE, W. Plant Physiol. 52, 197-201 (1973)
- 279.- WALLENBROCK, J.C.J. Recl. Trav. Bot. Neerl. 37,78 (1940)
- 280.- WALLER, G. R. and NAKAZAWA, K. Plant Physiol. 38,318 (1963).
- 281.- WALLER, G. R. and BURSTROM, H. Nature 222, 576 (1969).
- 282.- WALLER, G. R. and NOWACKI, E. Alkaloid Biology and Metabolism in plants (1978).
- 283.- WARINGTON, K. Ann. Bot. Lond., 37:629 (1923).
- 284.- WATANABE, H. and YOSHIDA, S. Soil Sci Plant Nu, 16, 163-166 (1970)
- 285.- WATSON, J. D. Benjamin, New York, p. 494 (1965).
- 286.- WEEKS, W. W. and BUSH, L. P. Plant Physiol. 53, 73 (1974).
- 287.- WEIGL, J. Planta 75, 327-342 (1967).
- 288.- WENZEL, G. and MICHAEL, G. Z. Pflanzenernähr. Dung. Bodenk 115, 89-100 (1966).
- 289.- WERLE, E. and BECKER, H. W. Biochem. Z. 313, 182 (1942).
- 290.- WEYBREW, J. A., LONG, R. C., DUNN, R. A. and WOLTZ, W. G. Mechanisms of Regulation of Plant Growth. Bulletin 12, The Royal Society of New Zealand, Wellington pp. 843-847 (1974).
- 291.- WILSON, R. H. and EVANS, H. J. Amer. Soc. Agron. p. 189-202 Madison, (1968).
- 292.- WILSON, D. O. Plant and Soil 46, 687-690 (1977).
- 293.- WILLIAMS, A. H. J. Sci. Food Agr. 8, Suppl., S 533-537 (1957).
- 294.- WILLIAMS, E. G. Agroquimica 3, 279 (1959).
- 295.- WOODWARD, J. Thoughts and experiments on vegetation. 2.5. Phil Trans. Roy. Soc. London 21: 193 (1699).

- 296.- YANG, K. S., GHOLSON, R. K., WALLER, G. R. J. Am. Chem. Soc. 87,
4184-4188 (1965).
- 297.- ZSOLDOS, F. Plant and Soil 37, 469-478 (1972).

